

Universidade Nova de Lisboa

Faculdade de Ciências e Tecnologia

Departamento de Ciências e Engenharia do Ambiente

Aplicação do Método de Produção Diária de Ovos ao carapau
(*Trachurus trachurus* L., 1758). Recuperação de séries de dados obtidos
por diferentes estratégias de amostragem.

Por:

Catarina Vieira Lisboa Vendrell Henriques

Dissertação de Tese apresentada na Faculdade de Ciências e Tecnologia da
Universidade Nova de Lisboa para obtenção do grau de Mestre em Ecologia,
Gestão e Modelação dos Recursos Marinhos.

Orientador: Professor Doutor João Gomes Ferreira
Doutora Maria Emília Freitas Mota e Cunha
Doutor Alberto Jorge Carço Guerreiro Murta

Lisboa

2006

Agradecimentos

No decorrer deste trabalho foram muitas as pessoas que apoiaram, incentivaram e colaboraram na sua realização, às quais não posso deixar de manifestar o meu mais sincero agradecimento. Um primeiro agradecimento dirigido aos orientadores desta dissertação de mestrado:

- ✓ ao Doutor Alberto Murta, por toda a ajuda prestada e todo o apoio concedido, sempre disponível para o mais pequeno esclarecimento, já para não falar da motivação por ele exaltada e sem a qual a concretização desta dissertação seria dificultada;
- ✓ à Doutora Maria Emília Cunha pela sempre boa disposição exibida, sempre com novas ideias para a concretização do plano que se propunha, e todo o apoio concedido pela experiência que possui;
- ✓ ao Professor Doutor João Gomes Ferreira, coordenador do mestrado, pelos conhecimentos que partilhou durante a parte lectiva deste mestrado

À presidência do IPIMAR por permitir a realização deste trabalho no laboratório de ictioplâncton. À Doutora Maria de Fátima Borges que me entusiasmou pela área do ictioplâncton e que inicialmente me direccionou na planificação desta tese. À Dr^a. Isabel Meneses pela disponibilidade e paciência demonstradas e à Dr^a. Fátima Cardador pela sua sempre boa disposição e companheirismo. À Doutora Graça Pestana pela disponibilização do espaço, proporcionando o desenvolver da dissertação.

À Doutora Maria Manuel Angélico, por todo o apoio dispensado e a toda a equipa do laboratório que sempre prestou um grande e sincero apoio: em especial à Francisca Varela que incansavelmente prestou o seu apoio e dedicação, pela sua palavra confortavelmente amiga, à Fátima Quintela e Teresa Lago, pela sua simpatia e companheirismo, e que sempre demonstraram uma grande amizade ao longo destes anos todos, e às quais não posso deixar de

louvar a excepcional paciência que apresentam; ao Pedro Freitas e Lurdes Dias pelo ambiente de trabalho que proporcionam e pelo auxílio prestado.

A todos os meus amigos e colegas que sempre me auxiliaram durante a elaboração deste trabalho.

Um agradecimento muito especial à minha família e em especial aos meus pais, com o apoio e incentivos que desde o primeiro momento prestaram; aos meus filhos David, Mariana, Catarina e Ricardo, aos quais posso ter demonstrado, por vezes, uma certa falta de paciência e irascibilidade, um obrigado por terem possibilitado a conclusão deste trabalho; e em especial ao meu amigo e grande companheiro Luís Henriques que sempre me tem acompanhado e ajudado na sua invariável disponibilidade, e a quem devo muito entusiasmo, a ele retribuo o seu encorajamento. A eles dedico este trabalho e que seja um exemplo que, **mesmo em momentos difíceis e controversos, a perseverança alcança os seus frutos.**

Resumo

O carapau, *Trachurus trachurus*, é um recurso pesqueiro de grande interesse comercial. A monitorização da biomassa da população é imprescindível para a gestão racional do recurso. Um dos métodos de avaliação empregue é o Método de Produção de Ovos, que permite estimar a biomassa desovante de um manancial de peixes com ovos pelágicos a partir da abundância dos produtos da desova. Desde 1986 que o Método de Produção Anual de Ovos (MPAO) tem sido utilizado no Atlântico Norte na estimação deste recurso, sendo apenas a partir de 1992 realizado por Portugal e Espanha. Tendo-se recentemente verificado que esta é uma espécie com fecundidade indeterminada, o Método de Produção Diária de Ovos (MPDO) é aquele que deve ser aplicado. Dada a existência de uma série temporal de amostras de ictioplâncton de 5 anos, a partir de amostragens realizadas segundo ambos os métodos, é imperioso a recuperação dos dados numa perspectiva da aplicação desta última metodologia.

Este trabalho pretende reconstituir, tanto quanto possível, uma série de estimativas de produção diária de ovos de carapau, dados obtidos a partir de cinco campanhas de ictioplâncton, realizadas ao longo da costa portuguesa, durante o mês de Janeiro nos anos 1998, 1999, 2001, 2002 e 2004.

A Produção Diária de Ovos é estimada com base no modelo exponencial de mortalidade que se representa pela curva de abundância de ovos por idade, presente na área de desova. Uma nova escala de classificação do desenvolvimento embrionário foi estabelecida e experiências de incubação dos ovos a diferentes temperaturas foram realizadas. Desta forma possibilita a atribuição de idades aos ovos, aplicando o Método de Kimura e Chikuni (1987), já que não foi possível corresponder uma hora inequívoca relativa ao pico de desova para esta espécie.

Foram obtidas as seguintes produções diárias, em número ovos/m²: 5,211 (1998); 27,312

(1999); 5,759 (2001); 26,828 (2002) e 5,872 (2004). Daqui resulta nas seguintes produções totais, respectivamente, $265,08 \times 10^9$; $1104,0 \times 10^9$; $57,71 \times 10^9$; $867,572 \times 10^9$; $308,154 \times 10^9$ ovos/m².

Abstract

Horse mackerel, *Trachurus trachurus*, is a fishery resource of great commercial interest. Its population biomass monitoring is essential for rational stock assessment. One of the evaluation methods currently applied is the Egg Production Method, that allows spawning biomass estimation of a fish stock with pelagic eggs from the abundance of its spawning products. Since 1986 Annual Egg Production Method (AEPM) has been used in the estimation of North Atlantic horse mackerel stock, but it was only in the year of 1992 that Portugal and Spain integrated those egg surveys. Being recently stated that this is a species with an indetermined fecundity, the Daily Egg Production Method (DEPM) is the one that should be applied. There is an ichthyoplankton sample data series of five years from surveys carried through according to both methods, which makes the data recovering in a DEPM perspective rather imperious. This work pretends to reconstruct a series of horse mackerel daily egg production estimates from data of five ichthyoplankton surveys, carried through along Portuguese coast, during the month of January in 1998, 1999, 2001, 2002 and 2004. Daily Egg Production estimation is based on an exponential mortality model, of the eggs at age. A new embryonic development classification scale was established in this work, and egg incubation experiences at different temperatures were carried out. Applying the Kimura and Chikuni Method (1987), age attribution to eggs was possible, without assuming any hour for the spawning peak for this species. The following daily egg productions were estimated, in number of eggs/m²: 5,211 (1998); 27,312 (1999); 5,759 (2001); 26,828 (2002) and 5,872 (2004). From these results, it was possible to estimate the total productions for each respective year, $265,08 \times 10^9$; $1104,0 \times 10^9$; $57,71 \times 10^9$; $867,572 \times 10^9$ and $308,154 \times 10^9$ eggs/m².

ÍNDICE

LISTA DE TABELAS	11
1 INTRODUÇÃO	12
1.1 Objectivos.....	15
1.2 Caracterização da espécie.....	16
1.2.1 Sistemática e Morfologia.....	16
1.2.2 Ecologia.....	17
1.2.3 Distribuição.....	18
1 MÉTODOS DE PRODUÇÃO DE OVOS PARA DETERMINAÇÃO DA BIOMASSA DE REPRODUTORES	20
1.1 Método de Produção Diário de Ovos para estimação da biomassa de reprodutores.....	21
1.2 Estabelecimento de uma escala de desenvolvimento embrionário dos ovos de carapau.....	23
1.3 Metodologia para atribuição de idades aos ovos.....	26
2 METODOLOGIAS DOS CRUZEIROS DE ICTIOPLÂNCTON PARA APLICAÇÃO DE MÉTODOS DE PRODUÇÃO DE OVOS	30
2.1 Metodologias nos cruzeiros MPAO: 1998, 2001, 2004	30
2.1.1 Rede de amostragem.....	30
2.1.2 Engenhos e métodos de colheita.....	33
2.2 Metodologias nos cruzeiros MPDO: 1999, 2002.....	36
2.2.1 Rede de amostragem	36
2.2.2 Engenhos e métodos de colheita.....	37
2.3 Metodologia para o cálculo da Produção Diária de Ovos e da sua Variância.....	38
3 RESULTADOS	42
3.1 Abundância de ovos e distribuição espacial dos estádios.....	42
3.2 Atribuição de idades aos ovos.....	53
3.3 Produção Diária de Ovos.....	63
4 DISCUSSÃO	70
5 CONSIDERAÇÕES FINAIS	78
6 BIBLIOGRAFIA	80
ANEXOS	92

Lista de Figuras

1.1- Desembarques totais de carapau (toneladas) entre os anos 1963 e 2003.	12
1.2 - Área de distribuição do recurso sul de carapau, definida pelo ICES como Divisão IXa.	15
1.3 - Definição dos diferentes stocks de carapau e sua distribuição, após o projecto HOM SIR.	19
2.1- Imagens fotográficas dos 11 estádios de desenvolvimento embrionário dos ovos de carapau estabelecidos para aplicação do MPDO.	25
3.1- Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 1998.	31
3.2 - Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 2001.	31
3.3 – Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 2004.	33
3.4 – Esquema da rede de plâncton Bongo utilizada.	34
3.5 - Perfil dum duplo arrasto oblíquo efectuado pela rede Bongo.	35
3.6 - Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 1999.	37
3.7 – Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 2002.	37
3.8 - Esquema duma rede de plâncton CalVET.	38
4.1 – Abundância de ovos (número total por m ²) em Janeiro de 1998.	45
4.2 – Abundância de ovos (número total por m ²) em Janeiro de 1999.	46
4.3 – Abundância de ovos (número total por m ²) em Janeiro de 2001.	47
4.4 – Abundância de ovos (número total por m ²) em Janeiro de 2002.	48
4.5 – Abundância de ovos (número total por m ²) em Janeiro de 2004.	49
4.6 – Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 1998.	50
4.7 – Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 1999.	51
4.8 – Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 2001.	52
4.9 – Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 2002.	53
4.10 – Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 2004.	54
4.11 – Tempo que leva a atingir cada um dos estádios de desenvolvimento de ovos de carapau, resultantes da incubação a 6 diferentes temperaturas.	55
4.12 – Distribuição de idades (em dias) dos ovos capturados em cada ano.	64
4.13 – Abundância de ovos de cada idade (em dias), capturados para cada ano.	65
4.14 – Ajustamento do modelo exponencial aos dados de cada ano e de todos os anos em conjunto.	66

4.15 – Modelo de mortalidade dos ovos, ajustado aos dados agregados de todos os cruzeiros.	68
4.16 – Ajustamento do modelo de mortalidade obtido, aos dados de cada ano, para estimar a produção diária de ovos por m ² .	69
4.17 – Série de produção de ovos e respectivos intervalos de confiança.	71

Lista de Tabelas

2.1- Tempo médio de desenvolvimento dos estádios dos ovos de carapau com a temperatura de acordo com Pipe and Walker (1987).	23
4.1. – Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 16°C.	56
4.2 - Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 15°C.	57
4.3 - Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 13°C.	58
4.4 - Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 11°C.	59
4.5 – Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 17°C.	60
4.6 - Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 19°C.	61
4.7- Distribuição dos estádios I (em percentagem) pelas horas do dia.	62
4.8 - Percentagem de vezes que cada modelo foi escolhido para os dados de cada ano, segundo o método de Buckland et al. (1997).	70
4.9 - Variáveis que entraram no cálculo das produções diária e total de ovos e valores obtidos, para cada ano, para essas produções e para os desvios-padrão da produção diária.	70

1 Introdução

O carapau, *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758), é um recurso pesqueiro de grande valor comercial explorado nas águas portuguesas. De entre as espécies de interesse comercial desembarcadas nas lotas portuguesas na última década, o carapau mostrou-se o segundo recurso pesqueiro mais importante, em termos de valor económico dos desembarques, apenas sendo suplantado pela sardinha (INE, 1994, 1995, 1997, 1998) e por esta e o polvo (DGPA, 1999). Embora com oscilações anuais, o total de capturas/ano para Portugal tem tido uma tendência fortemente decrescente desde o início dos anos setenta, no século passado, com valores médios que rondavam as 65 mil toneladas para cerca de 15 mil toneladas na primeira metade de 2000 (Figura 1.1).

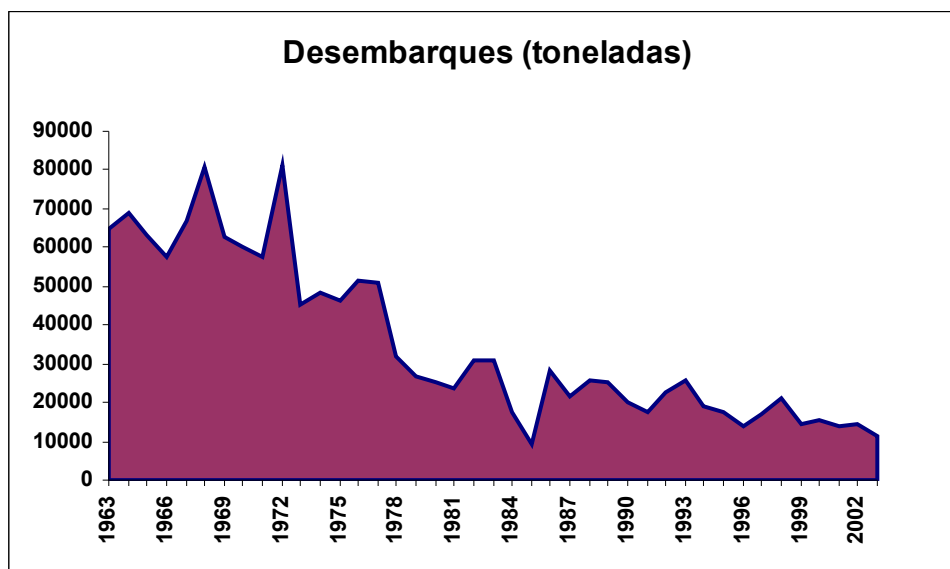


Figura 1.1 – Desembarques totais de carapau (toneladas) entre os anos 1963 e 2003.

Tendo em vista uma exploração sustentável da espécie, a monitorização da biomassa da população é imprescindível. A avaliação da biomassa é feita habitualmente com modelos que se baseiam em dados de capturas e/ou estimativas de abundância independentes da pescaria.

A avaliação do estado do recurso carapau teve início em 1978 e tem sofrido uma

evolução metodológica até ao presente. A avaliação do recurso nas águas da costa portuguesa, tem-se baseado em dados obtidos pelos cruzeiros de investigação portugueses e espanhóis e em dados de captura-por-unidade-de-esforço (CPUE) de frotas comerciais espanholas (Murta, 2003). Para além destes, tem-se efectuado cruzeiros de ictioplâncton para aplicação do Método de Produção Anual de Ovos (MPAO) (ICES, 1994), em que os dados da região Ibero-Atlântica são integrados numa avaliação global para o Atlântico Nordeste. Este trabalho faz essencialmente referências aos métodos baseados na produção de ovos.

Os Métodos de Produção de Ovos permitem estimar a biomassa desovante de um manancial de peixes com ovos pelágicos a partir da abundância dos produtos da desova e da fecundidade das fêmeas. Estes métodos, baseados em cruzeiros de ictioplâncton, constituem a base para a gestão de recursos como a anchova, sardinha, sarda e arenque (Gunderson, 1993). Recentemente esta metodologia tem crescido de importância dado serem independentes da informação proveniente da pesca e têm sido utilizados como índices de abundância em modelos analíticos de avaliação de recursos pesqueiros (Hilborn e Walters, 1992).

O MPAO é correctamente utilizado para espécies em que a fecundidade anual é determinada (fecundidade é fixa antes de se iniciar a época de desova). Para espécies com fecundidade indeterminada, em que se utilize este tipo de metodologias, o método a aplicar é o da Produção Diária de Ovos (MPDO) (Lasker, 1985).

Os métodos de produção de ovos e larvas baseiam-se no princípio de que o número total de ovos produzido na área de desova, num dado intervalo de tempo, reflecte a biomassa da população em desova. A sua aplicação requer o conhecimento prévio da biologia da reprodução da espécie em causa tal como o da área e época da desova. Os parâmetros a estimar são a fecundidade das fêmeas adultas, assim como as taxas de desenvolvimento e de mortalidade dos ovos.

A obtenção de estimativas fiáveis para os efectivos populacionais de um recurso

pesqueiro, a partir de campanhas de ovos e larvas, é um processo moroso (Saville, 1964). O Método de Produção Anual de Ovos (MPAO) foi o único método empregue até aos anos 80. Desde 1977 que um grupo de trabalho do ICES aplica o MPAO à sarda *Scomber scombrus* (Lockwood et al., 1981 a,b), tendo então sido definida a Divisão Ixa (Figura 1.2), entre as latitudes 36° a 43°N e longitude 6° a 11°W, como o limite sul de distribuição para esta espécie. É então desde essa altura que a Comunidade Europeia, colaborando sob a supervisão do International Council for the Exploration of the Sea (ICES), têm estimado trianualmente a biomassa desovante do manancial oeste de sarda, usando o MPAO. Em 1986, e dado o sucesso desta técnica para esta espécie, foi decidido estimar igualmente a biomassa do carapau. Eaton (1989) demonstrou que as mesmas campanhas podiam igualmente ser usadas na estimação da produção de ovos de carapau. No entanto, foi apenas em 1992 que Portugal e Espanha, utilizando aquela mesma metodologia, integraram estas campanhas de recolha de ovos do carapau e sarda (Anon., 1991).

O recurso de carapau no Atlântico Norte foi então dividido, para fins de gestão, nas regiões: Mar do Norte, Atlântico Norte Ocidental e Sul. A região Sul, limitada pelas latitudes 43° N e 36° N, abarca a área entre o Cabo Finisterra e Gibraltar até ao meridiano 11° W. Esta última corresponde às costas de Espanha (somente Galiza e Golfo de Cádiz) e Portugal pelo que é a única considerada neste estudo. Este método foi aplicado trianualmente na costa portuguesa (1992, 1995, 1998, 2001 e 2004), havendo uma série temporal de 5 anos de amostras de ictioplâncton.

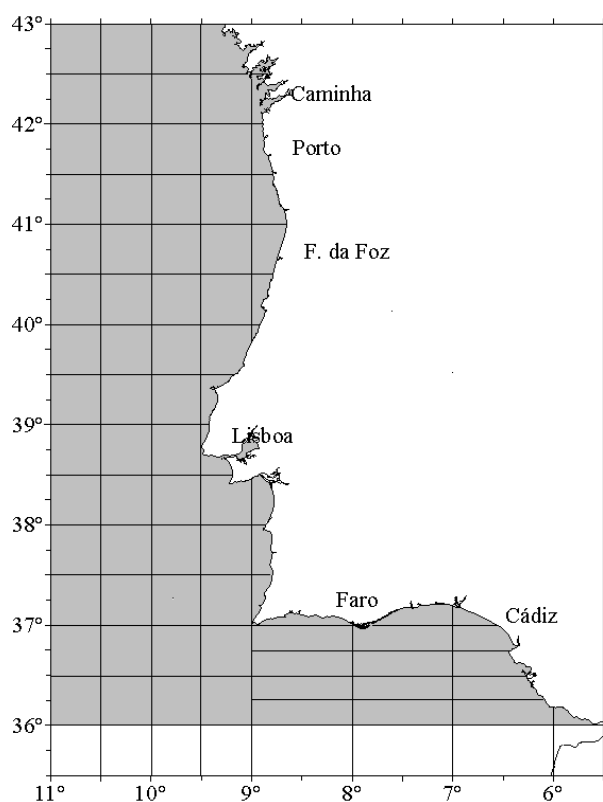


Figura 1.2 – Área de distribuição do recurso sul de carapau, definida pelo ICES como Divisão Ixa.

Bibliografia recente (Gordo et al., 2005; Gonçalves, et al., 2003) refere que a fecundidade no carapau é indeterminada (ver capítulo 2) pelo que, este método não deve ser aplicado na estimação da biomassa deste recurso. Para espécies com fecundidade indeterminada o método a aplicar é o da Produção Diária de Ovos (MPDO) (Lasker, 1985). Dada a existência de uma série temporal de amostras de ictioplâncton no Instituto de Investigação das Pescas e do Mar (IPIMAR) em que foi utilizado o MPAO, houve necessidade em recuperar os dados existentes numa perspectiva da aplicação do MPDO.

1.1 Objectivos

Neste trabalho analisam-se as amostras e dados recolhidos nas 5 campanhas de ictioplâncton para aplicação de MPAO (1992, 1995, 1998, 2001 e 2004) e em outras 3 campanhas conduzidas para a aplicação do Método de Produção Diário de Ovos (1997, 1999 e 2002) à sardinha e biqueirão, e que foram re-analisadas com vista à identificação e

quantificação de ovos para determinação da produção diária de ovos de carapau *Trachurus trachurus*. Pretendeu-se deste modo reconstituir uma série de estimativas de produções diárias de ovos, a partir de amostragens inicialmente realizadas para o MPAO para o carapau, ou para o MPDO para outras espécies. Esta série, uma vez obtida, permitirá criar uma sequência de estimativas de biomassa desovante, quando combinada com as correspondentes estimativas de fecundidade dos adultos (ver descrição do método no capítulo 2).

1.2 Caracterização da espécie

1.2.1 Sistemática e Morfologia

Segundo Whitehead et al. (1986) o carapau classifica-se taxonomicamente da seguinte forma:

Classe: Osteichthyes

Ordem: Perciformes

Sub-Ordem: Percoidei

Família: Carangidae

Género: *Trachurus* Rafinesque, 1810

Espécie: *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758)

Os exemplares desta espécie caracterizam-se por apresentarem o corpo fusiforme, comprimido lateralmente, com uma tonalidade azul-esverdeada no dorso, flancos prateados e superfície ventral branca. A linha lateral é proeminente, formada por escamas em forma de escudos ósseos (Sanches, 1992). Possui uma mancha negra no bordo superior do opérculo, olhos de grandes dimensões dispostos lateralmente e uma boca protáctil localizada na extremidade da cabeça.

1.2.2 Ecologia

Estando descrita como espécie de hábitos planctonívoros, alimenta-se essencialmente de crustáceos (anfípodes, isópodes, misidáceos, eufausiáceos, copépodes, larvas de decápodes), cefalópodes (lulas), gastrópodes, ovos e larvas de peixe e pequenos peixes como verdinho e sardinha (Murta, 1992), biqueirão, gobídeos e mictofídeos (Overko & Barkova, 1973; Dahl & Kirkegaard, 1987; Konchina *et al.*, 1996; Cabral & Murta, 2002).

O carapau apresenta desova seriada, i.e., a libertação dos oócitos ocorre em várias emissões ao longo de toda a época de desova que ocorre, ao longo da costa portuguesa, durante o período de Janeiro a Junho, tendo o seu máximo em Fevereiro (Borges & Gordo, 1991). A fecundidade anual é indeterminada, pois novos oócitos vão sendo recrutados e libertados durante uma mesma época de desova. Os seus ovos só se desenvolvem a temperaturas superiores a 10°C (Lockwood & Johnson, 1977) e a época de postura, que tem o seu máximo nos meses de Janeiro/Fevereiro na Península Ibérica, é mais tardia nas zonas mais a norte em estreita ligação com o aumento da temperatura da água do mar, terminando em Julho na costa Irlandesa e Mar do Norte (Eaton, 1983).

Na costa Portuguesa o carapau ocorre preferencialmente entre os 100-200m de profundidade, sobre fundo de areia, podendo atingir profundidades de 500m (Smith-Vaniz, 1986). De um modo geral, tem áreas distintas de desova e de alimentação, podendo efectuar grandes deslocações entre estas áreas. A distribuição dos adultos, nas populações que efectuam grandes migrações sazonais relacionadas com alimentação e desova parece estar relacionada com a latitude (temperatura). Os juvenis, que se encontram na zona mais junto à costa (zonas de “nursery”), têm a sua distribuição mais afectada pela profundidade (Eaton, 1983; Borges, 1984; Cardador *et al.*, 1995).

As migrações efectuadas pelas populações do Mar do Norte e Ocidental são já bem conhecidas (ICES, 1990, 1991, 1996a; Eaton, 1983; Lockwood & Johnson, 1977; Macer,

1977). A população do Mar do Norte durante o Outono, quando a temperatura é especialmente abaixo dos 10°C, migra das áreas de alimentação no Mar do Norte para áreas mais a sul, predominantemente a ocidente no Canal da Mancha (Abaunza *et al.*, 2003); o recurso do Atlântico Norte Ocidental desloca-se para a área circundante na vertente continental das Ilhas Britânicas e parte oriental da plataforma continental do Golfo da Biscaia onde passa o Inverno, alimentando-se na vertente continental a ocidente da Irlanda ou do Golfo da Biscaia. Formam, então, densos cardumes em águas profundas (Polonsky, 1965). Com a chegada da Primavera e o aumento da temperatura das águas, dispersam-se migrando novamente em direcção norte (Chuksin & Nazarov, 1989) onde efectuem a desova.

1.2.3 Distribuição

É uma das 15 espécies do género *Trachurus* Rafinesque, 1810 (Ben Salem, 1995), e que, juntamente com *Trachurus picturatus* (Bowdich, 1825) e, segundo alguns autores (Ben Salem, 1995; Whitehead *et al.*, 1986), também com a espécie *Trachurus mediterraneus* (Steindachner, 1868), se distribui nas águas de Portugal continental.

Esta espécie de peixe pelágico apresenta uma vasta distribuição geográfica, podendo ser encontrado no Atlântico Nordeste, desde a Islândia às Ilhas de Cabo Verde, no Mar Mediterrâneo e, só raramente, no Mar Negro (Whitehead *et al.*, 1986). É a espécie que, dentro do género *Trachurus*, se encontra em latitudes mais elevadas, distribuindo-se até à costa da Noruega, estando predominantemente confinada à região oriental do Atlântico e sendo muito raramente capturada na costa da América do Norte (Lockwood & Johnson, 1977).

A avaliação e gestão do estado deste recurso que se distribui por uma tão grande área necessita que o stock seja delimitado em unidades populacionais menores. Este foi o objectivo final do projecto HOMSIR (“Horse mackerel stock identification reaserch”– QLK5-CT1999-01438) do qual resultaram as seguintes unidades populacionais do carapau, definidas no

Atlântico Nordeste: a do Mar do Norte, a Ocidental (a oeste das Ilhas Britânicas) e a Ibero-Atlântica. Apesar do limite sul da unidade Ibero-Atlântica estar actualmente posicionado no Golfo de Cádiz, a distribuição da espécie no Atlântico Nordeste inclui o Mar Mediterrâneo (recurso do Mediterrâneo: Ocidental, Central e Oriental) e a parte da costa africana (o recurso Marroquino-Sahariano e o recurso Mauritano-Senegalês) (Murta, 2003) (Figura 1.3).

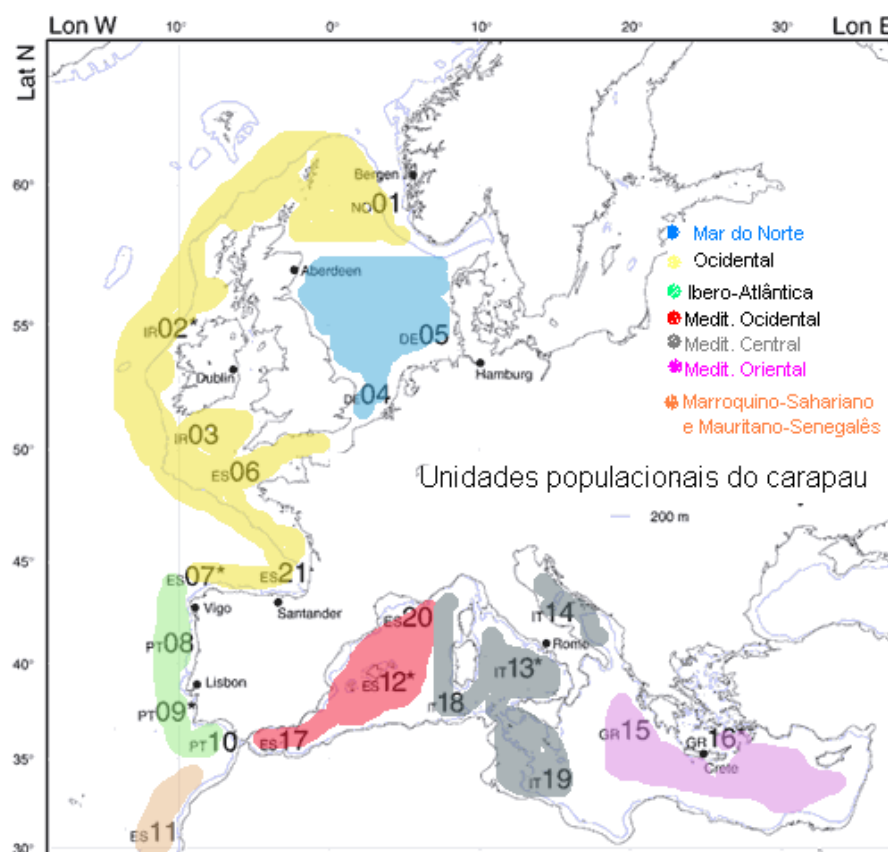


Figura 1.3- Definição dos diferentes stocks de carapau e sua distribuição, após o projecto HOMSIR.

1 Métodos de Produção de Ovos para Determinação da Biomassa de Reprodutores

Há três métodos diferentes que relacionam a produção de ovos de determinada espécie com o tamanho da população de adultos que os produz: o Método de Produção Anual de Ovos (MPAO), o Método de Redução da Fecundidade Diária (MRFD) e o Método de Produção Diária de Ovos (MPDO). Para a selecção do método de produção de ovos a aplicar é necessário conhecer o tipo de fecundidade da espécie em estudo, i.e., se é determinada ou indeterminada, os seus hábitos de reprodução, o nível de precisão pretendido e os custos envolvidos.

O MPAO (Saville, 1964) aplica-se a espécies com fecundidade determinada. Neste caso, a produção anual de ovos é estimada pela integração da área delimitada pela curva de produção de ovos ao longo da época de desova, sendo a fecundidade total das fêmeas determinada antes do seu início. Para a obtenção da curva de produção de ovos são efectuados geralmente três cruzeiros de ictioplâncton. Juntando a estes as datas assumidas de início e fim da época de desova (ambas com produção zero), são assim obtidos cinco pontos para definir a curva.

O MRFD (Lo *et al.*, 1992) aplica-se igualmente a espécies com fecundidade determinada, sendo um novo método diário (Hunter and Lo, 1993). Requer a estimativa sequencial da fecundidade por fêmea adulta durante a época de desova. O modelo é desenhado para estimar a biomassa dos peixes que desovam mais do que uma vez durante a época de desova (reprodução seriada), sendo aplicado aos dados do decréscimo apresentado pela fecundidade da população à medida que a desova ocorre. Pode ser utilizado com base em apenas um cruzeiro de ictioplâncton.

O MPDO (Lasker, 1985) baseia-se no pressuposto de que a fecundidade é indeterminada se bem que possa ser igualmente aplicado a espécies com fecundidade

determinada. Para aplicação deste método é fundamental o conhecimento do número de ovos libertados por uma fêmea adulta durante uma única emissão (fecundidade parcial), para além da fracção de fêmeas que desova por dia. Neste último método apenas é necessária uma campanha de colheita de plâncton. As campanhas devem coincidir com a altura do pico de desova para a espécie alvo já que os parâmetros dos adultos, como seja a fecundidade, proporção entre os sexos e fracção de fêmeas em desova, devem ser obtidos nesse mesmo período de tempo.

Como anteriormente se referiu, estudos recentes (Gordo et al., 2005; Gonçalves, et al., 2003) concluíram que a fecundidade no carapau é indeterminada, ou seja, que há produção de novos oócitos nas gónadas, ao longo da época de desova, pelo que o método de produção de ovos aplicado foi o Método de Produção Diária de Ovos, e portanto o único que passamos de seguida a descrever.

1.1 Método de Produção Diário de Ovos para estimação da biomassa de reprodutores

Tendo sido desenvolvido nos anos 70, na Califórnia, o Método de Produção Diária de Ovos (Parker, 1980; Lasker, 1985), foi descrito como método alternativo para as espécies de peixe cuja fecundidade anual era indeterminada, i.e., para aquelas espécies em que os oócitos estão continuamente a ser recrutados durante a época de desova (Gunderson, 1993) pelo que tem sido aplicado a sardinhas e anchovas em vários locais do globo. Em 1992, houve já uma primeira abordagem da aplicação deste método para estimação do stock de biomassa desovante do carapau do Atlântico, durante as campanhas de ovos coordenadas pelo ICES.

A estimativa da biomassa de reprodutores baseia-se na fecundidade diária e na produção diária de ovos sendo determinada pela expressão:

$$B = \frac{Pd \times A}{R \times S \times F}$$

onde Pd é a produção diária de ovos por unidade de área de superfície do mar, A é a área amostrada, R a proporção entre sexos (fracção da população que é fêmea, por peso), S é a fracção de fêmeas que efectua desova por dia, e F a fecundidade parcial por unidade de peso das fêmeas.

Assume-se que a taxa de mortalidade dos ovos é constante, em todas as fases de desenvolvimento do ovo, e que todos os oócitos desovados são instantaneamente fertilizados. Um outro pressuposto implícito deste método é o de que todo o recurso está na área amostrada durante o período de amostragem.

A aplicação deste método requer uma única campanha de plâncton realizada sensivelmente a meio da época de desova da espécie alvo. A fecundidade parcial é estimada com base no número de fêmeas com oócitos hidratados presentes nas capturas realizada em simultâneo com a campanha de plâncton (Priede & Walsh, 1991). Por aplicação deste método estima-se a taxa instantânea de mortalidade diária de ovos.

PRODUÇÃO DIÁRIA DE OVOS

A Produção Diária de Ovos é estimada como a intersecção da curva de abundância de ovos por idade (curva da mortalidade) com a ordenada na origem, o momento em que foram desovados, i.e., o tempo zero. O modelo considera o número de ovos de diferentes idades presente na área de desova e pressupõe que a mortalidade é constante entre as idades. A idade dos ovos, é atribuída com base no seu estágio de desenvolvimento embrionário, na hora a que foram recolhidos, na temperatura média na coluna de água e na hora da postura da espécie considerada. A classificação dos ovos por estádios de desenvolvimento permite definir uma gama de idades, para uma dada temperatura da água, e que, baseado na hora da postura e na

hora de recolha, é possível atribuir uma idade, em horas, aos ovos.

1.2 Estabelecimento de uma escala de desenvolvimento embrionário dos ovos de carapau

A subdivisão do desenvolvimento embrionário do carapau em 5 estádios (Lockwood, 1977), segundo a classificação de Simpson (1959) para os ovos de solha (*Pleuronectes platessa*), que se baseia no agrupamento de Buchanan-Wollaston (1923) dos estádios definidos por Apstein (1909), tal como é utilizado na aplicação do MPAO (ICES, 1994), não permitiu a atribuição duma idade aos ovos (em termos de dias) já que o estádio I (IA e IB), para temperaturas inferiores a 17°C, demora mais do que 24 horas (Tabela 2.1). Assim foi necessário criar-se uma nova escala de desenvolvimento em que os diferentes estádios, ainda que morfologicamente reconhecíveis, tivessem (para toda a gama de temperaturas de água do mar que fossem encontradas) uma duração inferior a 24 horas.

Tabela 2.1- Tempo médio de desenvolvimento dos estádios dos ovos de carapau com a temperatura de acordo com Pipe & Walker (1987).

Temperatura média	IA (horas)	I (horas)	II (horas)	III (horas)
10.42	30.7	52.6	76.5	131.8
12.27	23.0	40.8	56.6	96.8
14.10	19.3	30.5	43.6	72.7
15.58	17.9	25.8	38.5	60.2
17.53	13.6	21.8	34.3	48.6
19.33	12.3	19.4	26.2	40.3
21.15	10.2	17.1	26.2	38.0

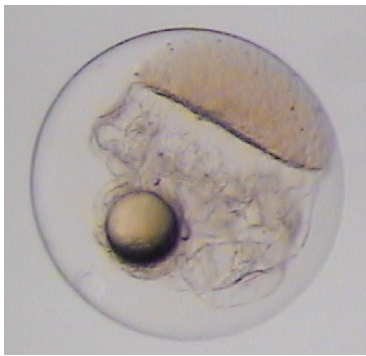
Para se poder aplicar o MPDO foi necessário subdividir-se o desenvolvimento embrionário em estádios, facilmente identificáveis, e em que cada estádio tivesse uma duração inferior a 24 horas o que deu origem à criação de uma escala com 11 estádios (Vendrell et al, 2002). Esta escala foi adaptada a partir da classificação aplicada à sardinha por Gamulin e Hure (1955). O refinamento na descrição dos estádios dos ovos e sua duração foi clarificada

recorrendo ao desenvolvimento em laboratório de ovos fertilizados *in vitro*. Na Figura 2.1 apresentam-se as fotografias dos diversos estádios de desenvolvimento criados.

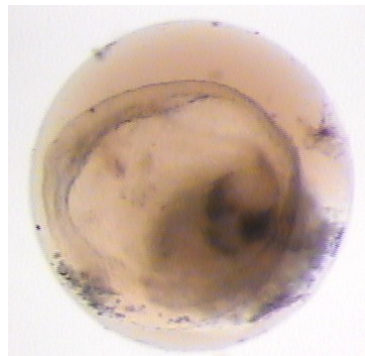
Estádio I



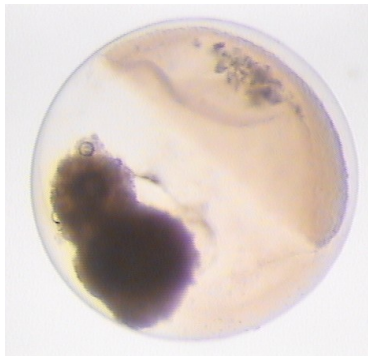
Estádio II



Estádio III



Estádio IV



Estádio V



Estádio VI



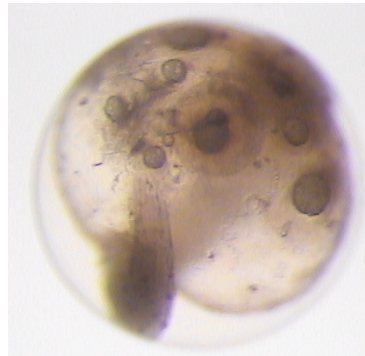
Estádio VII



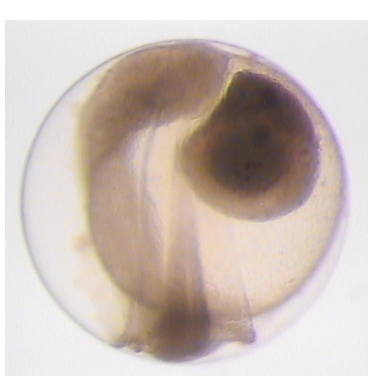
Estádio VIII



Estádio IX



Estádio X



Estádio XI

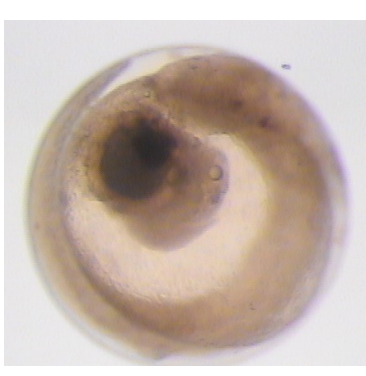


Figura 2.1 – Imagens fotográficas dos 11 estádios de desenvolvimento embrionário dos ovos de carapau estabelecidos para aplicação do MPDO.

A descrição morfológica de cada estágio é a seguinte:

Estádio I - Primeira segmentação, cujas células se apresentam em pequeno número e de maiores dimensões (células facilmente contáveis)- Fase de mórula

Estádio II - Após contínuas divisões deixam de se distinguir as células individuais da blastoderme sendo impossível contá-las.

Estádio III - Formação do blastodisco (anel embrionário) e da cavidade blastocélica. Espessamento do anel embrionário num polo originando um escudo embrionário.

Estádio IV - Distinto desenvolvimento dum eixo embrionário (esboço do embrião) ao longo da linha média do escudo embrionário. Este eixo embrionário alonga-se sem contudo ser possível discernir a cabeça e a cauda.

Estádio V - Engrossamento da zona da cabeça do embrião com posterior visualização do esboço das vesículas ópticas até à nítida delimitação das mesmas.

Estádio VI - Desenvolvimento dos olhos com o aparecimento da pupila. A cauda do embrião desenvolve-se colada ao vitelo sem que ocorra qualquer separação (o ângulo formado pela cauda e o vitelo é $\geq 90^\circ$). Ocorre o fecho do blastóporo. Aparecimento dos sómitos abdominais.

Estádio VII - A cauda do embrião começa a separar-se do vitelo (o ângulo formado pela cauda e o vitelo é $< 90^\circ$). Desenvolvimento da pigmentação em duas fiadas de melanóforos ao longo de todo o corpo do embrião.

Estádio VIII - A parte livre do embrião é já de igual tamanho ao comprimento da cabeça. Crescimento do embrião até atingir $\frac{3}{4}$ da circunferência do ovo.

Estádio IX - O embrião ocupa já $\frac{3}{4}$ da circunferência do ovo. Desenvolvimento de pigmentos na parte posterior do corpo.

Estádio X - A cauda estende-se desde os 3/4 da circunferência do ovo até alcançar a cabeça do embrião.

Estádio XI - A cauda chega à cabeça do embrião e, quase instantaneamente eclode.

1.3 Metodologia para atribuição de idades aos ovos

Para se converter a abundância dos ovos no mar em produção diária é necessário conhecer a sua idade que é função da temperatura da coluna de água. Daí que experiências de incubação a diversas temperaturas sejam imprescindíveis nestes estudos.

Com esta finalidade realizaram-se, durante uma campanha de investigação efectuada em Fevereiro de 2004 a bordo do N. I. “Capricórnio”, experiências de fertilização artificial e incubação dos ovos de carapau a diferentes temperaturas. Tais experiências foram conseguidas recorrendo a um incubador, desenvolvido no âmbito do projecto NeoMav- FEDER. QCA-3 / MARE, que permite controlar a temperatura de seis tanques diferentes.

Imediatamente após a captura de peixes adultos foi realizada pressão sobre o abdómen dos que apresentavam sinais de desova eminente. Os oócitos e o sémen assim obtidos foram colocados em conjunto num recipiente ao qual se juntou uma pequena porção de água do mar. Ao fim de cerca de meia hora, e sendo sujeito a alguma agitação, os ovos foram cuidadosamente lavados evitando muita manipulação e colocados em recipiente, desta vez repleto de água do mar. Aguardou-se meia hora para permitir a absorção de água e o fecho do micrópilo. Os ovos fecundados que se encontravam a flutuar foram então divididos por diferentes recipientes com água do mar, a seis diferentes temperaturas, das quais quatro são inferiores à temperatura ambiente, e duas superiores.

O desenvolvimento embrionário foi seguido até à eclosão das larvas, sendo recolhidos ovos periodicamente, com auxílio de uma pipeta de Pasteur, e preservados numa solução de

4% formol. Simultaneamente, a temperatura ambiente, assim como a de todos os tanques, era registada. Em cada tanque, e portanto para cada temperatura, foram realizadas duas réplicas. Durante as primeiras 20 horas, e por serem os primeiros estádios de desenvolvimento aqueles que experimentam uma mais rápida evolução, a recolha procedeu-se de hora a hora, após a qual a recolha passou a efectuar-se de 2 em 2 horas.

Devido às condições a bordo e por ter sido um mês em que se verificaram temperaturas bastante altas, a temperatura programada nos diferentes tanques sofreu uma variação de 1°C a 1,5°C. Desta forma consideram-se as temperaturas médias observadas. Assim sendo, em cada um dos tanques (de 1 a 6) a temperatura média era, respectivamente, 16°C, 15°C, 13°, 11°C, 17°C e 19°C.

É usual em espécies com uma hora de postura muito bem definida (por exemplo os clupeídeos (ICES, 2004) contar a idade 0 a partir dessa hora. No caso do carapau não foi possível determinar uma hora inequívoca que corresponda a um pico de postura, o que parece ser um fenómeno comum a outros carangídeos (McBride *et al.*, 2002).

Para a atribuição de idades aos ovos capturados em cada arrasto de ictioplâncton, adaptou-se o método de Kimura e Chikuni (1987), que é normalmente utilizado para a atribuição de idades a peixes, a partir de uma distribuição de comprimentos.

Na aplicação desse método a este problema em concreto, partiu-se de uma matriz A e de um vector p de valores iniciais da proporção de ovos em cada idade. As matrizes A_i (uma para cada temperatura) foram obtidas da experiência de incubação, tendo em colunas os estádios de desenvolvimento dos ovos e em linhas as idades em horas, dando cada célula a proporção de cada estágio em cada idade. Os valores iniciais para o vector p foram iguais para todas as idades, sendo simplesmente o inverso do número de idades consideradas:

$$p_j = \frac{1}{J},$$

em que j é a idade e J é o número de idades (classes etárias) consideradas.

A partir da matriz A_i e do vector p , foi obtida uma matriz B_i , com estádios em linhas e idades em colunas, e com cada célula dando a proporção de cada idade em cada estádio:

$$B_{ij} = \frac{A_{ij} \times p_j}{\sum_j (A_{ij} \times p_j)}$$

A partir da matriz B_i e do vector n , com o número de ovos por m² em cada estádio de desenvolvimento, capturados em dado arrasto, foi calculada a matriz N , que tem em cada célula o número de ovos por m² em cada estádio e cada idade. A partir desta matriz é então possível recalculer o vector p :

$$p_j = \frac{\sum_i (N_{ij})}{\sum_{ij} (N_{ij})}$$

Este novo vector p poderá então ser usado para recalculer a matriz B_i , iniciando-se assim um processo iterativo de cálculo sucessivo do vector p e da matriz B_i , até que seja atingida convergência. O critério de convergência escolhido foi a soma dos valores absolutos das diferenças entre o vector p_j da iteração actual e o vector p_j da iteração anterior. Quando este critério era menor que 0,01 o processo iterativo parava.

Este processo é uma aplicação particular do algoritmo EM (Dempster *et al.*, 1977), sendo as estimativas finais de p , estimativas de máxima-verosimelhança.

Este processo foi programado em linguagem R e repetido para todos os arrastos de todos os cruzeiros, sendo a matriz A_i utilizada em cada arrasto a que correspondia de forma

mais aproximada à temperatura média registada nesse arrasto. Deste modo foram obtidas para cada estação de cada cruzeiro a distribuição dos ovos por idade e unidade de área (m²).

2 Metodologias dos cruzeiros de ictioplâncton para aplicação de Métodos de Produção de Ovos

O presente trabalho tem por base as amostras recolhidas nas campanhas de investigação efectuadas pelo Instituto de Investigação das Pescas e do Mar no período de 1992 a 2004. Apesar de existirem recolhas efectuadas em campanhas de ictioplâncton em 1992, 1995 e 1997, a série temporal apenas pôde ser constituída deste 1998, uma vez que as amostras não se encontravam em bom estado de preservação e não foi possível identificar os ovos com base nos 11 estádios mencionados anteriormente.

2.1 Metodologias nos cruzeiros MPAO: 1998, 2001, 2004

Os cruzeiros de 1998, 2001 e 2004, os dois primeiros efectuados a bordo do Navio de Investigação “Noruega”, e o último no Navio de Investigação “Capricórnio”, enquadram-se no âmbito das campanhas trianuais de ovos, com o objectivo de estimar a produção anual de ovos de carapau e sarda (MPAO)(ICES, 1999) e, por essa razão, são efectuadas 3 coberturas da costa portuguesa, nos meses de Janeiro, Fevereiro e Março. Neste trabalho, apenas se consideraram os cruzeiros realizados durante o mês de Janeiro, dado terem uma cobertura mais vasta da costa Portuguesa e por ser o mês em que decorreram os cruzeiros do Método de Produção Diário de Ovos da sardinha e biqueirão em 1999 e 2002.

2.1.1 Rede de amostragem

O primeiro cruzeiro, em 1998, decorreu entre os dias 17 e 31 de Janeiro tendo sido efectuadas 71 estações de plâncton e cobriu toda a Costa Ibérica Atlântica desde o Cabo Finisterra a Gibraltar (entre as latitudes 36°N e 43°N). A rede de estações (Figura. 3.1) foi

planeada de acordo com o estabelecido pelo grupo de trabalho de carapau e sarda do ICES, ou seja, uma estação no centro de cada meio rectângulo de 0.5° de latitude por 0.5° de longitude, distando estas de 30 milhas náuticas entre si, ou uma amostragem mais intensiva em áreas em que se esperam elevadas abundâncias de ovos da espécie alvo (Solá *et al.*, 1994). Uma excepção foi definida na parte mais setentrional da costa portuguesa, sendo considerados rectângulos de 0.25° de latitude por 1° de longitude uma vez que os transectos nessa região são realizados perpendicularmente à linha da batimétrica dos 200m.

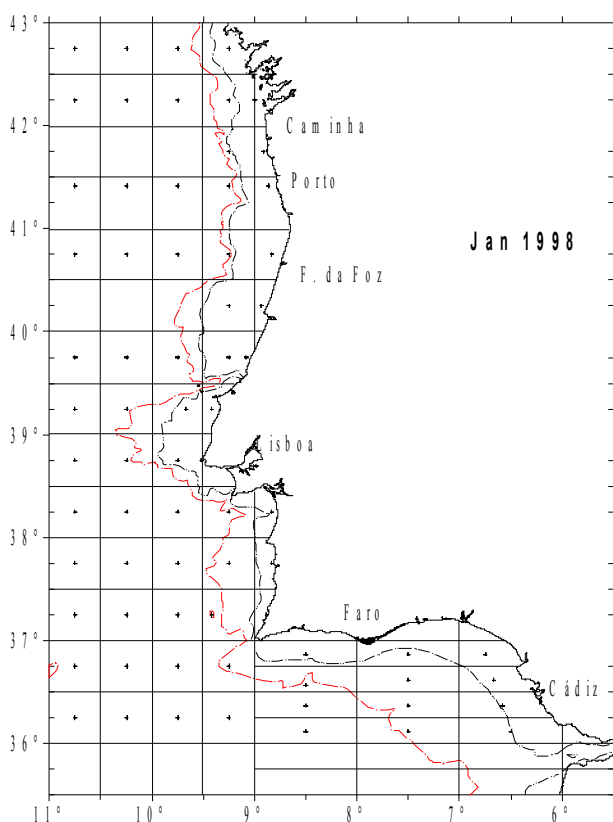


Figura 3.1- Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 1998 (rede Bongo)..

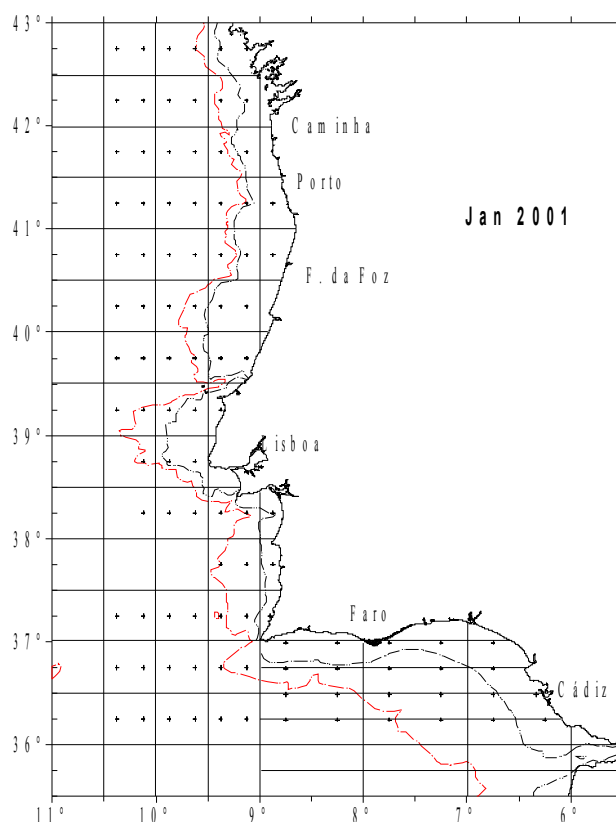


Figura 3.2 - Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 2001 (rede Bongo)..

Em 2001, optou-se por efectuar duas estações em cada meio rectângulo, em vez duma única, por forma a amostrar mais eficazmente os ovos da espécie alvo (Figuras. 3.1 e 3.2).

Na campanha de 2004 o desenho da amostragem foi modificado dos anteriormente

descritos para 1998 e 2001, como resultado da informação obtida sobre a distribuição dos ovos do carapau durante as campanhas para estimação da biomassa de reprodutores de sardinha feitas em 1999 e 2002 (Fig. 4.2 e Fig 4.4) e seguindo as recomendações de WGMEGS na sua reunião de Lisboa (ICES, 2003a). As estações de amostragem foram aproximadas relativamente à direcção costa-largo e ao longo da costa, resultando num aumento do número de estações por meio rectângulo (Figura 3.3). Foram projectadas radiais de amostragem espaçadas de 20 milhas náuticas (mn) e ao longo destas radiais realizaram-se estações distanciadas de cerca de 8 mn o que resultou em 3 estações em cada meio rectângulo. Por questões que se prendem com o tempo de navio disponível, as radiais eram abandonadas assim que se obtivessem 3 amostras de plâncton consecutivas sem ovos. Estas amostras eram recolhidas com o amostrador CUFES (Continuous, Underway Fish Egg Sampler) (Checkley Jr. *et al.*, 1997), sistema de amostragem contínua da camada sub-superficial (3 m), registando ao mesmo tempo a temperatura, a salinidade, a clorofila *a*, para além da taxa de fluxo a que a água é bombeada. A área cuja latitude é superior a 41,5 °N não foi amostrada devido a mau tempo.

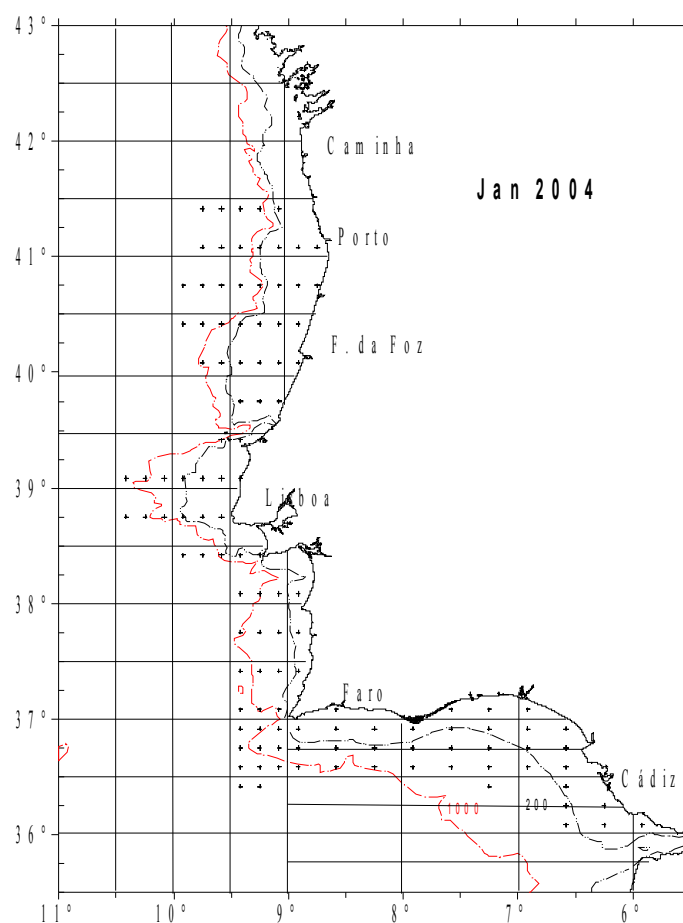


Figura 3.3 – Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 2004 (rede Bongo).

2.1.2 Engenhos e métodos de colheita

Nas campanhas inicialmente planeadas para o MPAO foram efectuados arrastos duplos oblíquos utilizando uma rede Bongo (Figura 3.4) de abertura circular de 60 cm de diâmetro e malhagens de 335 μ m e 500 μ m. Qualquer destas malhagens é suficientemente pequena para reter ovos de peixe. As redes estavam equipadas com fluxómetros para se poder determinar o volume de água filtrado e detectar a colmatagem das redes. Em caso de colmatagem estas eram devidamente lavadas e a amostragem repetida. Em 2004 o diâmetro da rede foi alterado para 40 cm, mudança aconselhada pelo WGMEGS na reunião em Lisboa (ICES, 2003a), como medida de uniformização da metodologia entre Portugal e Espanha.

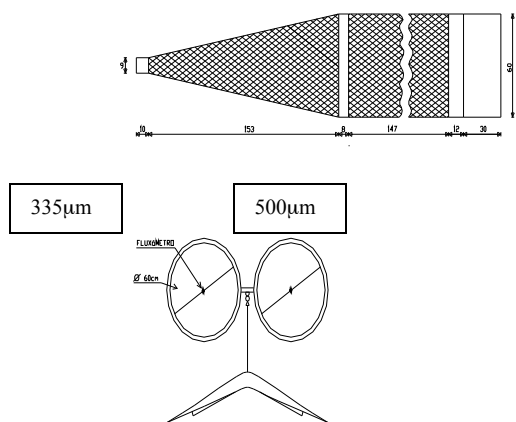


Figura 3.1 – Esquema da rede de plâncton sendo utilizada.

As redes foram arrastadas a uma velocidade de 2-3 nós, entre os 200m e a superfície, seguindo a metodologia descrita por Kramer *et al.*(1972) e Smith e Richardson (1977). Esta profundidade baseou-se na observação de Coombs et al. (1981) que mostrou que, antes de se estabelecer a termoclina, a maioria dos ovos se distribuem entre a superfície e os 200m. Simultaneamente mediu-se a condutividade e temperatura em profundidade (CTD) em todas as estações (excepto em 2004).

O perfil do arrasto desta rede é em forma de “V” (Fig. 3.5), filtrando sempre o mesmo volume de água por unidade de distância. O objectivo é ser arrastada a uma taxa de 10 segundos por cada metro de profundidade percorrido.

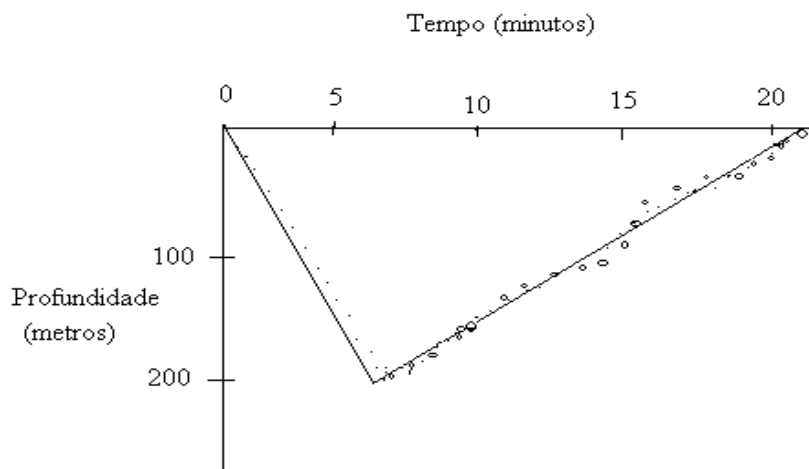


Fig. 3.5 - Perfil dum duplo arrasto oblíquo efectuado pela rede Bongo.

Após a recolha, as amostras foram imediatamente fixadas em solução tamponizada de formaldeído-água do mar a 4%. Já em laboratório procedeu-se à fixação definitiva em formol a 4%, tamponizado com borato de sódio (pH 8.0-8.5). Em 2004, a neutralização do formol passou a ser realizada com acetado de sódio tri-hidratado, que possui uma mais eficaz dissolução, e a fixação das amostras com solução tamponizada de formaldeído em água destilada a 4% (pH 7-8), solução que é aproximadamente iso-osmótica com a água do mar, minimizando o estrago e distorção dos ovos (ICES, 2003).

Para este estudo foram analisadas as amostras da rede de 335 μ m das redes Bongo. A identificação dos ovos de carapau baseou-se na descrição de Russel (1976), que define os diâmetros da cápsula e gota de óleo, com amplitudes, respectivamente de 0,81-1,04mm e 0,19-0,28mm. Outra característica foi a existência de vitelo segmentado e com coloração ambar.

2.2 Metodologias nos cruzeiros MPDO: 1999, 2002

2.2.1 Rede de amostragem

Em 1999 e 2002 as colheitas de plâncton foram efectuadas a bordo do navio de investigação “Noruega”, em Janeiro, em cruzeiros que se destinavam à determinação da biomassa desovante da sardinha e biqueirão por aplicação do Método de Produção Diária de Ovos (MPDO) (Cunha et al., 1999). Entre 10 de Janeiro e 3 de Fevereiro de 1999 decorreu uma campanha cobrindo toda a costa portuguesa até ao Golfo de Cádiz (entre as latitudes 36°N e 41°N), sendo amostradas 417 estações. Também em 2002, entre os dias 8 de Janeiro e 2 de Fevereiro, se realizou uma campanha nos mesmos moldes da anterior descrita para 1999, com 484 estações amostradas.

Em 1999 a rede de estações foi construída por forma a que estas distem 6 milhas náuticas entre si (Figura 3.6) e em 2002 a distância entre transectos é de 8 milhas náuticas e 3 ou 6 milhas entre estações dentro da mesma radial, consoante a abundância de ovos (Figura 3.7). A decisão sobre a distância a aplicar entre estas estações baseou-se em informações de arrastos anteriores ou do registo do CUFES, também utilizado neste cruzeiro. Assim, entre estações do estrato positivo, ou seja estações com presença de ovos de sardinha, a distância é de 3 milhas náuticas, quando se passa para estações pertencentes ao estrato negativo (ausência de ovos de sardinha), as estações passam a distar 6 milhas.

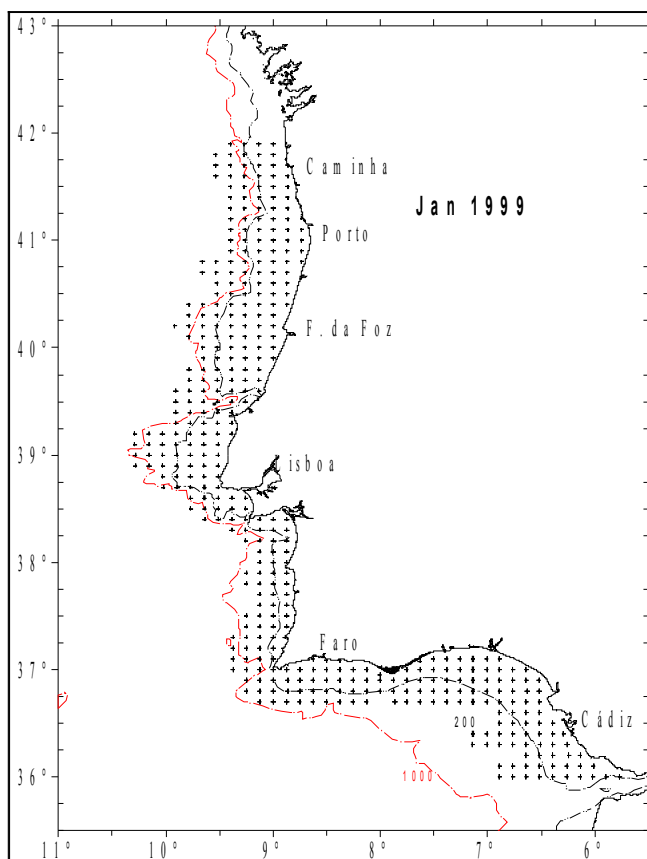


Figura 3.6 - Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 1999 (rede CalVET).

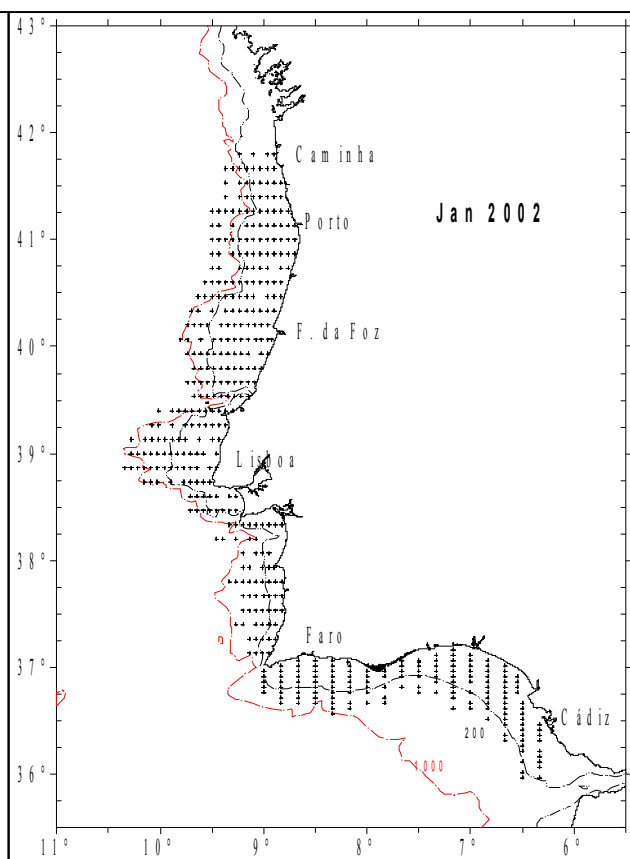


Figura 3.7 – Grelha de amostragem aplicada em Janeiro de 2002 (rede CalVET).

2.2.2 Engenhos e métodos de colheita

Foram efectuados arrastos verticais de plâncton com a rede dupla CalVET (California Vertical Egg Tow) (Figura 3.8), cujo diâmetro de boca de cada rede foi de 25cm. A malhagem de cada rede foi de 150 μ m e os arrastos foram feitos do fundo ou desde os 150m até à superfície. Esta malhagem de rede retém ovos de peixe de qualquer tamanho. Ambas as redes foram equipadas com fluxómetros. Sempre que ocorreu colmatagem das redes a estação foi repetida.

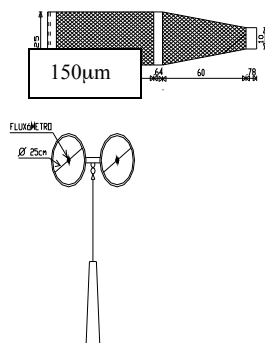


Figura 3.8 - Esquema duma rede de plâncton CalVET.

Em 1999, determinou-se temperatura e a salinidade da coluna de água com a ajuda de um CTD em 9 radiais para além da temperatura e da profundidade terem sido medidas em todas as estações por um sensor Minilog. Dado o tempo requerido pelo sensor do Minilog para obtenção de resposta, e tendo em conta o tempo em que decorre a recolha da amostra, este sensor não se mostrou eficiente. Já em 2002, estes valores foram obtidos pela utilização do CUFES.

Após a recolha, as amostras de ambas as campanhas foram imediatamente fixadas em solução tamponizada de formaldeído-água do mar a 4%, como anteriormente se descreveu para as amostras recolhidas com a rede Bongo. No laboratório procedeu-se à fixação definitiva em formol a 4%, tamponizado com borato de sódio (pH 8.0-8.5). Foram analisadas, neste estudo, as amostras da rede direita das CalVETs.

2.3 Metodologia para o cálculo da Produção Diária de Ovos e da sua Variância

De acordo com o objectivo que se propõe, e uma vez que as amostras são recolhidas

segundo diferentes metodologias e engenhos, não é possível a uniformização dos dados, tendo que se constituir assim duas séries de dados em paralelo, cada qual relativa ao tipo de engenho utilizado, a rede Bongo e a rede CalVET.

Quando se considera a rede Bongo, o número de ovos por m² é calculado da seguinte forma:

$$n^{\circ} \text{ ovos} / \text{m}^2 = \frac{n^{\circ} \text{ ovos} \times \text{factor. eficiência. rede}}{\text{Volume. filtrado}} \times \text{Profundidade. máx. arrasto}$$

Nas amostras recolhidas com a rede CalVET, e dado que se trata de arrasto vertical, assume-se que a rede filtra toda a água constante no cilindro cuja base é a área da boca da rede. E assim, o número de ovos capturado é o total encontrado por 0,05m², ou seja a área da boca da rede. Dispensa-se desta forma entrar com a profundidade e, portanto, o cálculo do volume. Em ambos os casos as profundidades máximas atingidas pelos dois engenhos de colheita foram superiores ao limite máximo da distribuição dos ovos de carapau. (Coombs *et al.*, 1996)

O cálculo das estimativas da produção diária de ovos para cada cruzeiro foi baseado no método descrito por Picquelle e Stauffer (1985). A partir das matrizes com o número de ovos por unidade de área e por idade, para cada estação de amostragem, tentou-se o ajustamento de um modelo exponencial da forma:

$$N_j = P_0 \times \exp(-Zt_j)$$

em que N_j é o número de ovos por unidade de área amostrados na idade j (em dias), P_0 é a produção diária de ovos, Z é a taxa instantânea de mortalidade diária dos ovos e t é a idade dos ovos em dias. Assim, assume-se que cada amostragem feita em cada estação de um dado

cruzeiro está a capturar ovos sujeitos a uma mesma taxa de mortalidade e que provêm de uma mesma produção diária. Desta forma, apesar de um cruzeiro ser feito ao longo de vários dias, este pressuposto significa que se assume estar a amostrar várias realizações de um mesmo fenómeno, ou seja, que em cada dia do cruzeiro a produção diária de ovos se manteve constante, assim como a mortalidade diária.

Por se ter verificado que não existiria informação nos dados obtidos que permitisse estimar os dois parâmetros do modelo para cada cruzeiro, adoptou-se o pressuposto extra de que a taxa de mortalidade dos ovos foi a mesma em todos os cruzeiros. Deste modo foi possível estimar uma taxa de mortalidade com os dados aglomerados de todos os cruzeiros, sendo depois este parâmetro mantido fixo para a estimação do parâmetro da produção diária para cada cruzeiro.

No ajustamento dos modelos de mortalidade não entraram os valores de abundância dos ovos com menos de 12 horas de idade, uma vez que estes se mostraram bastante mais raros do que seria de esperar para um modelo exponencial, e portanto dificultavam o ajustamento dos modelos. O cálculo dos parâmetros da curva de mortalidade, usando os dados de todos os cruzeiros conjuntamente, foi inicialmente feito por linearização do modelo exponencial através da logaritmização dos dados de abundância de ovos por idade e unidade de área. As estimativas obtidas desta forma foram usadas como valores iniciais na estimação dos parâmetros do modelo exponencial através de regressão não-linear. Neste procedimento, a soma de quadrados dos resíduos foi minimizada recorrendo ao método Simplex de Nelder e Meade (1965), sendo obtidas estimativas para os dois parâmetros do modelo: a produção diária de ovos e a taxa de mortalidade. A estimativa da taxa de mortalidade assim obtida, foi adoptada para todos os cruzeiros, tal como explicado acima, sendo a estimativa da produção diária de ovos usada como valor inicial para cada regressão não-linear, feita com os dados de cada cruzeiro separadamente. Com estas últimas regressões foi estimada a produção diária de

ovos para cada cruzeiro através da minimização da soma de quadrados dos resíduos com o método de Newton-Raphson (Nelles, 2001), de modo a que se pudesse obter também uma estimativa da variância assintótica associada ao parâmetro da produção de ovos, usando para isso a matriz hessiana calculada na última iteração do método (Nelles, 2001). Assim, a variância assintótica do parâmetro P_0 foi estimada como:

$$\text{var}(P_0) = \frac{SSQ}{(n - 1) \times H^{-1}}$$

em que SSQ é a soma dos quadrados dos resíduos após o ajustamento do modelo, n é o número de observações e H é a matriz hessiana resultante da última iteração na aplicação do método de Newton.

Tendo sido observado um baixo valor de mortalidade dos ovos (ver Resultados), que faz com que a curva de mortalidade exponencial se assemelhe a uma recta com um baixo declive, foi posta a hipótese de que um modelo linear, com ou sem declive, poderia ser igualmente bem ajustado aos dados. Para testar esta hipótese adoptou-se o procedimento descrito por Buckland *et al.* (1997) para quantificar a incerteza na escolha de determinado modelo em detrimento de outros modelos possíveis. Assim, foi realizado um processo "bootstrap" para cada cruzeiro, com 5000 réplicas, sendo, em cada réplica, re-amostradas com reposição as estações realizadas em cada cruzeiro (Manly, 1997; Buckland *et al.*, 1997). A cada um dos conjuntos de dados obtidos em cada réplica "bootstrap" foram ajustados os 3 modelos concorrentes: um modelo linear sem declive (correspondendo portanto para todas as idades ao valor médio do número de ovos por m²), um modelo linear simples, e um modelo não-linear em que o parâmetro da mortalidade foi fixo no valor anteriormente estimado. Para cada um destes ajustamentos foi calculado o critério de informação de Akaike (1978) (AIC),

sendo escolhido como o melhor ajustamento, para cada réplica bootstrap, aquele a que corresponde o menor AIC.

A produção total de ovos para cada cruzeiro e para toda a área da costa portuguesa foi calculada como o produto entre a produção de ovos por unidade de área e a área total da costa portuguesa, definida *a priori* onde podendo ocorrer ovos. Uma vez que, durante cada cruzeiro, nem todas as estações de amostragem tinham ovos (de qualquer idade) isso pode significar que a produção de ovos não ocorreu de forma uniforme em toda a área durante o período de amostragem. Tomando como estimador da proporção da área onde ocorreu produção de ovos, a proporção de estações de amostragem com 1 ou mais ovos, então a produção total de ovos da área da costa portuguesa foi estimada como

$$P_t = P_0 \times A \times r$$

em que P_0 é a produção de ovos por m² estimada a partir do modelo de mortalidade, A é a área total considerada na costa portuguesa e r é a proporção de arrastos com 1 ou mais ovos. Os intervalos de confiança a 5% de P_t , assumindo uma distribuição gaussiana, foram calculados como:

$$(P_0 \pm 2 \times \sqrt{\text{var}(P_0)}) \times A \times r$$

3 Resultados

3.1 Abundância de ovos e distribuição espacial dos estádios

Nas figuras 4.1 a 4.5 apresenta-se a abundância de ovos de carapau nos diferentes anos analisados, em número total de ovos por m². O ano de 1998 foi aquele em que a amostragem

cobriu toda a área correspondente à Div. IXa (entre 36° a 43°N, e 6° a 11°W), podendo toda essa área ser considerada como a área de desova ou área onde é provável ocorrer ovos da espécie alvo.

Nas figuras 4.6 a 4.10 representam-se apenas os 3 primeiros estádios de desenvolvimento numa tentativa de se localizar a área em que foram emitidos. Pode-se constatar que toda a área compreendida pela Div. IXa, considerada pelo ICES como área sul de distribuição da espécie, é potencial no que respeita à distribuição dos seus ovos. No entanto, é visível que a batimétrica dos 200 metros constitui a zona preferencial de postura o que é suportado pela presença de grande número de ovos ainda pouco desenvolvidos (Figs. 4.6 a 4.10). Nos anos de 1998 e 2001 não foram capturados ovos de estágio I

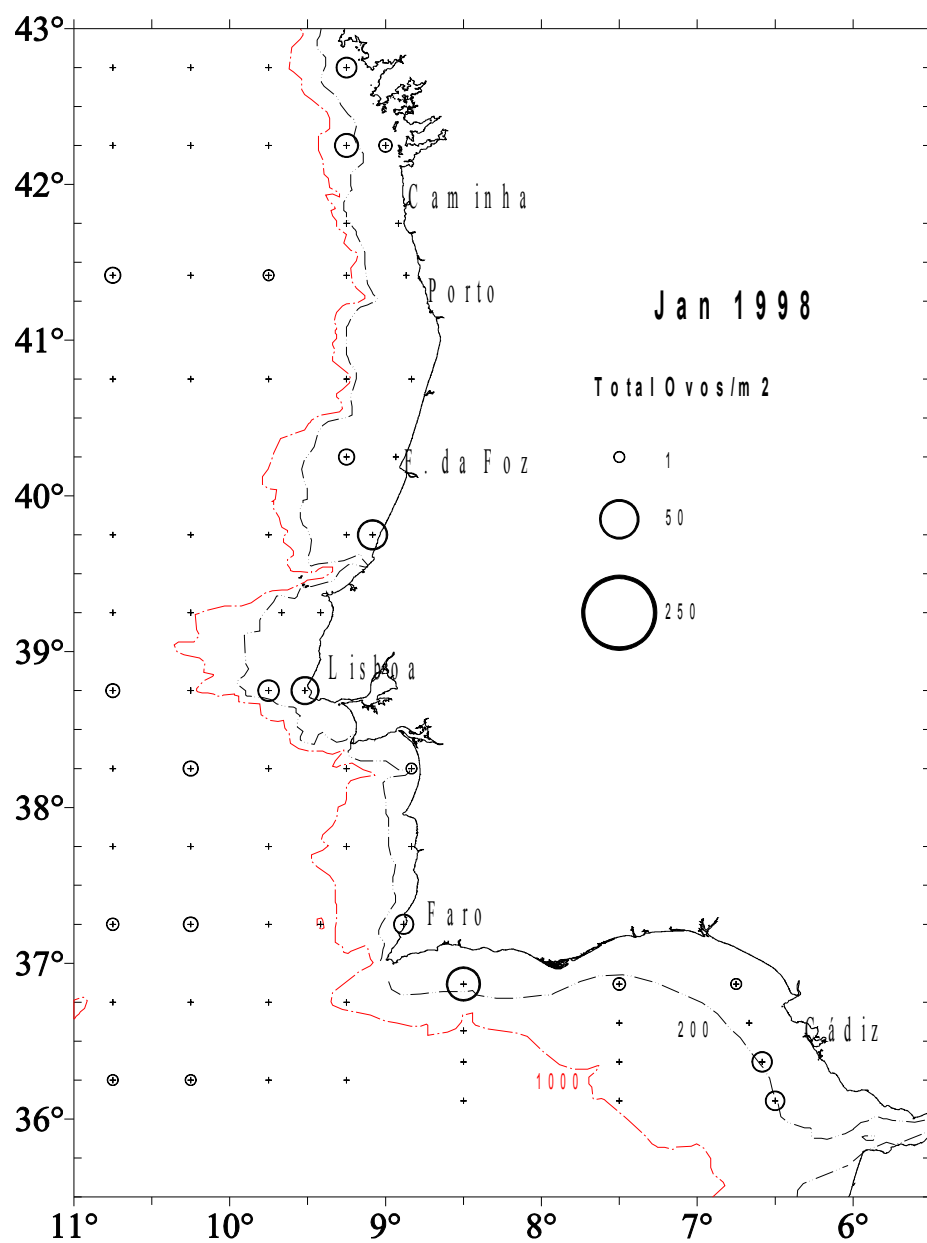


Figura 4.1 – Abundância de ovos (número total por m²) em Janeiro de 1998 (rede Bongo).

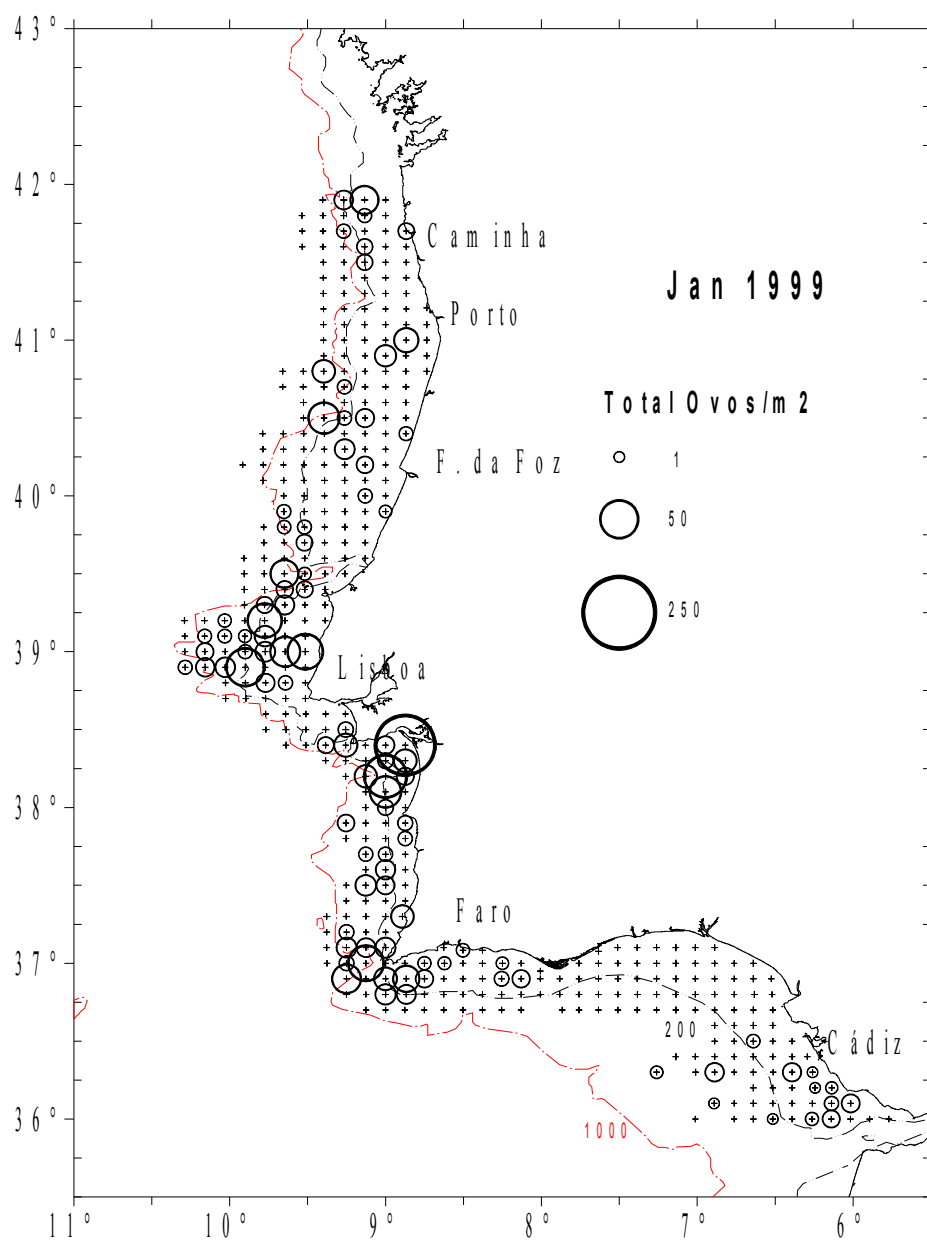


Figura 4.2 - Abundância de ovos (número total por m²) em Janeiro de 1999 (rede CalVET)..

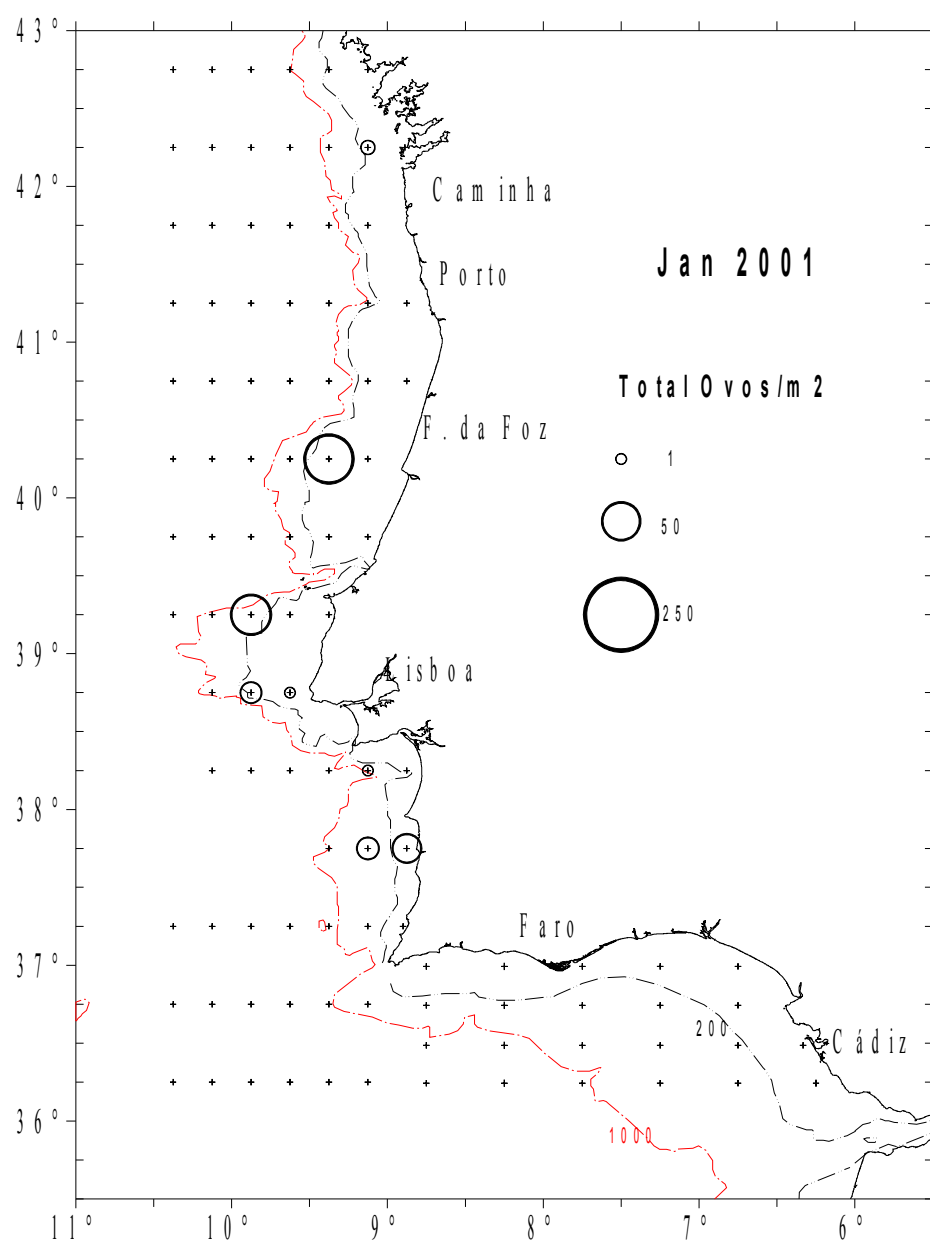


Figura 4.3 - Abundância de ovos (número total por m²) em Janeiro de 2001 (rede Bongo).

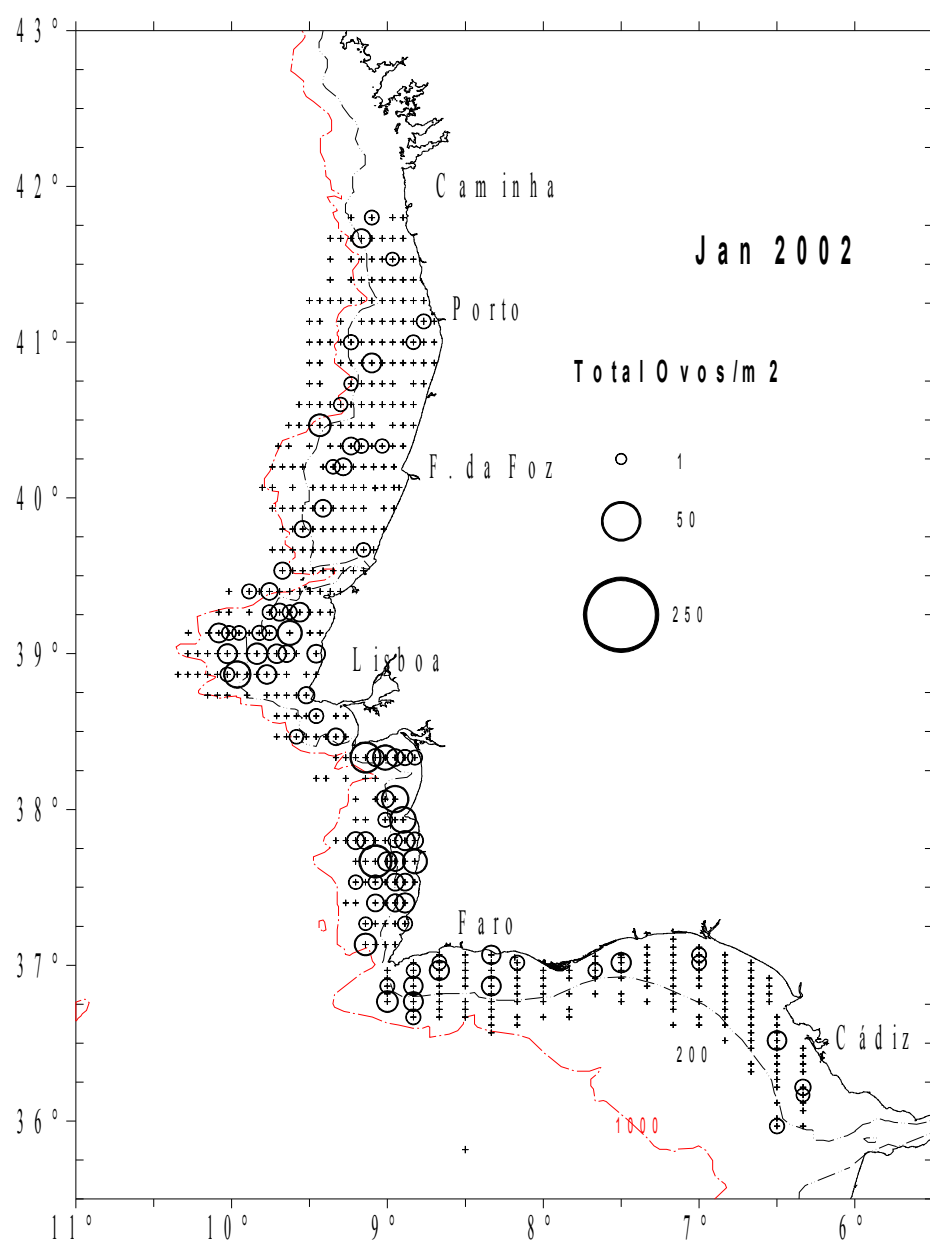


Figura 4.4 - Abundância de ovos (número total por m²) em Janeiro de 2002 (rede CalVET).

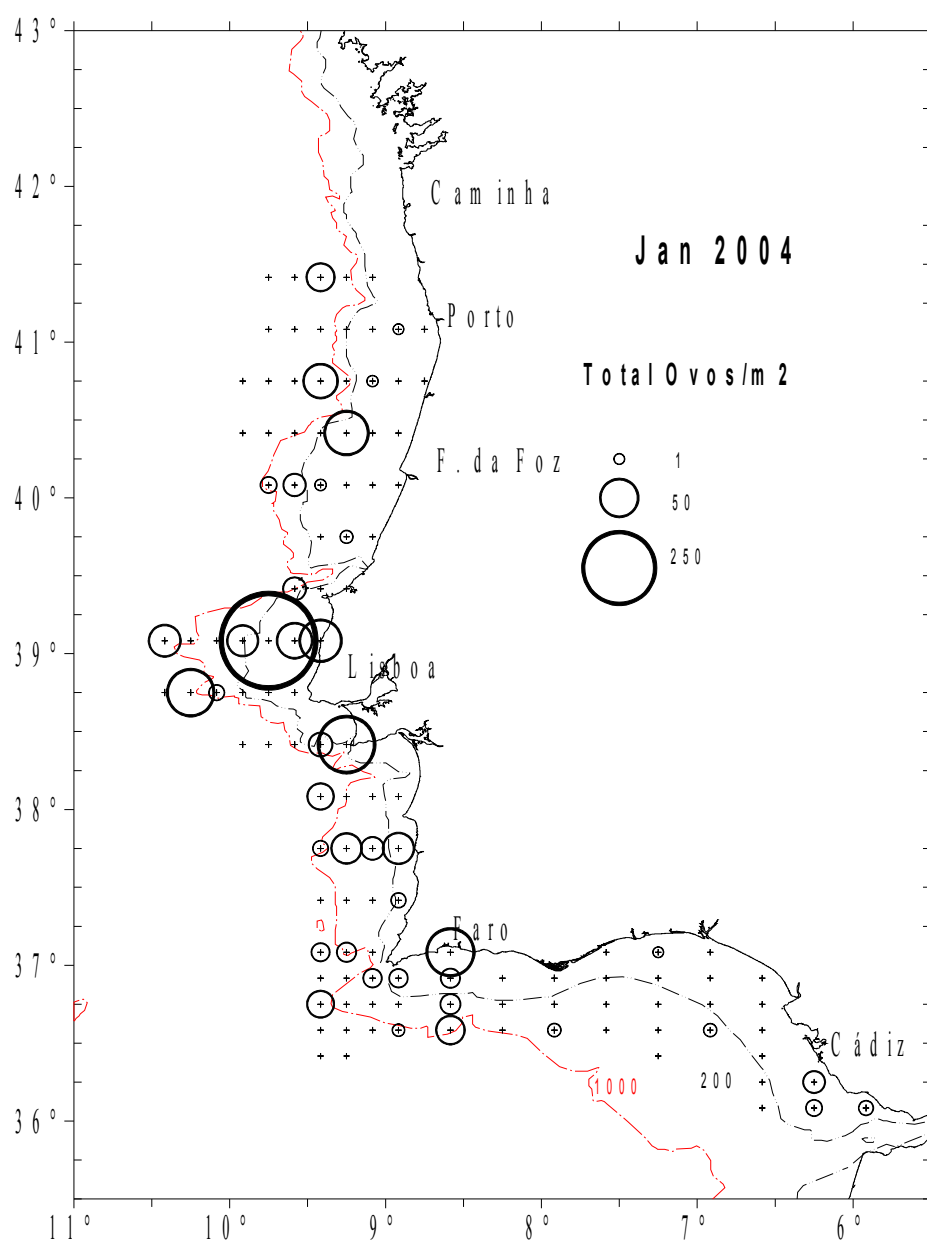


Figura 4.5 - Abundância de ovos (número total por m²) em Janeiro de 2004 (rede Bongo).

Nas figuras 4.6 a 4.10 são representadas as distribuições espaciais dos três primeiros estádios de desenvolvimento dos ovos de carapau.

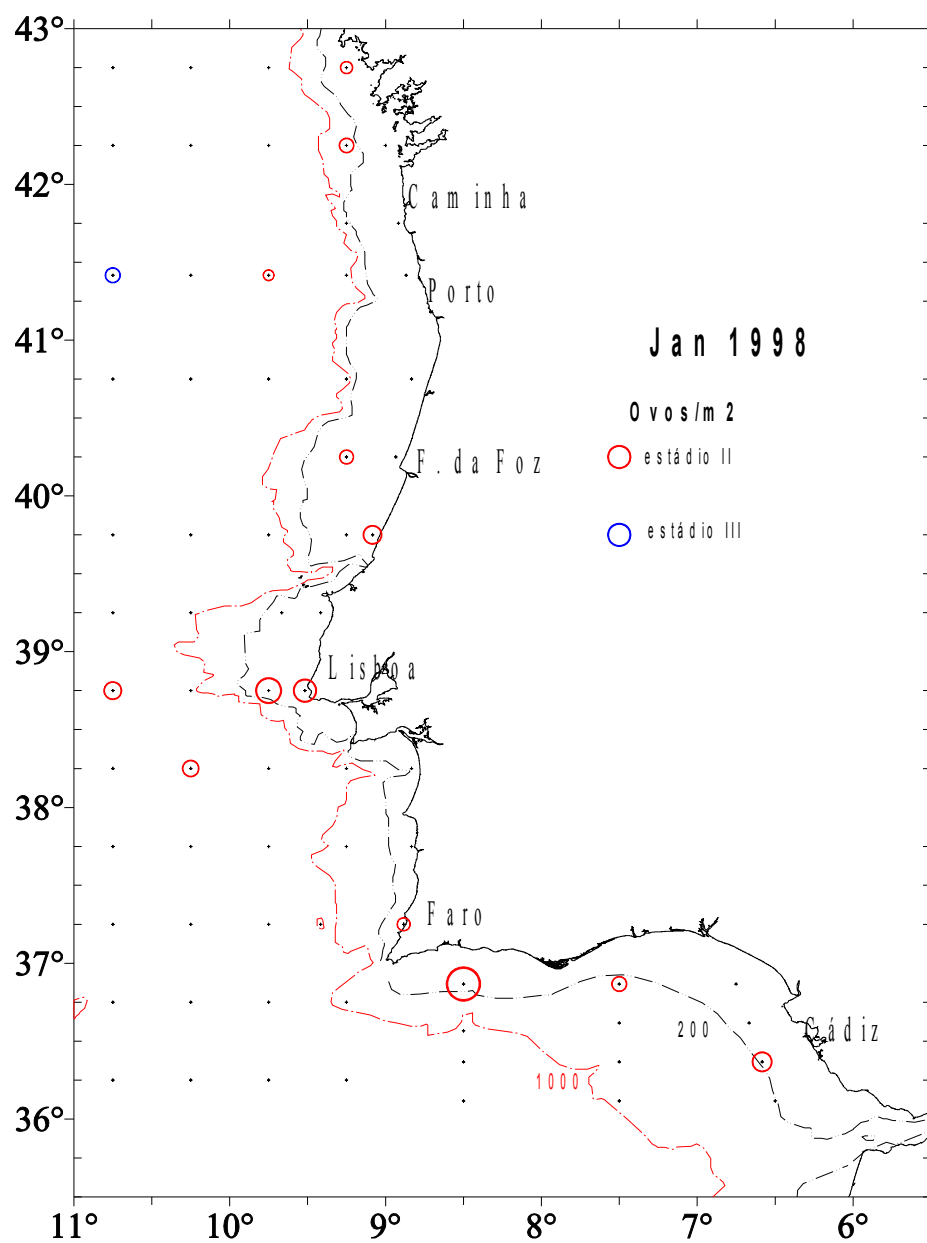


Figura 4.6– Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 1998 (rede Bongo).

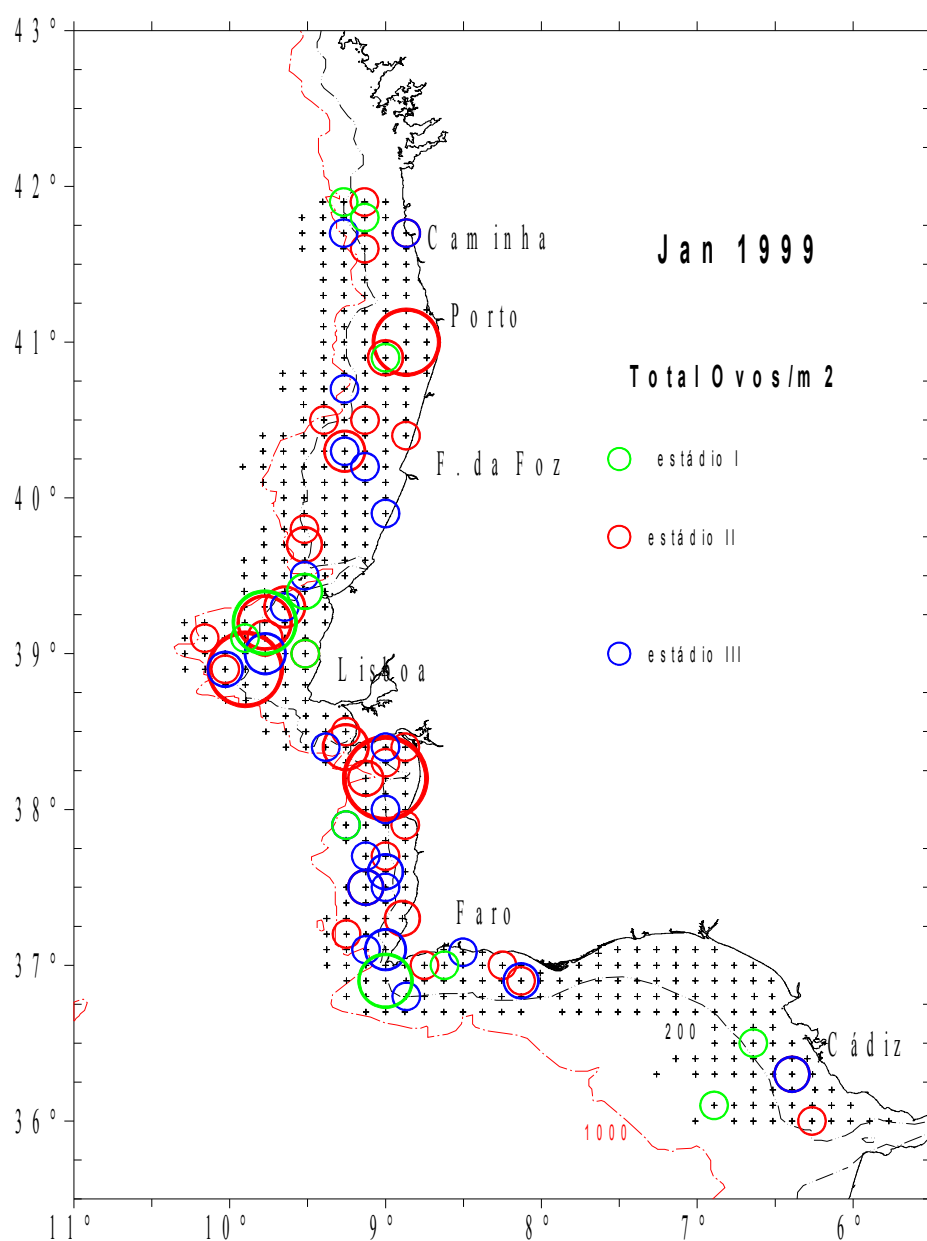


Figura 4.7 – Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 1999 (rede CalVET).

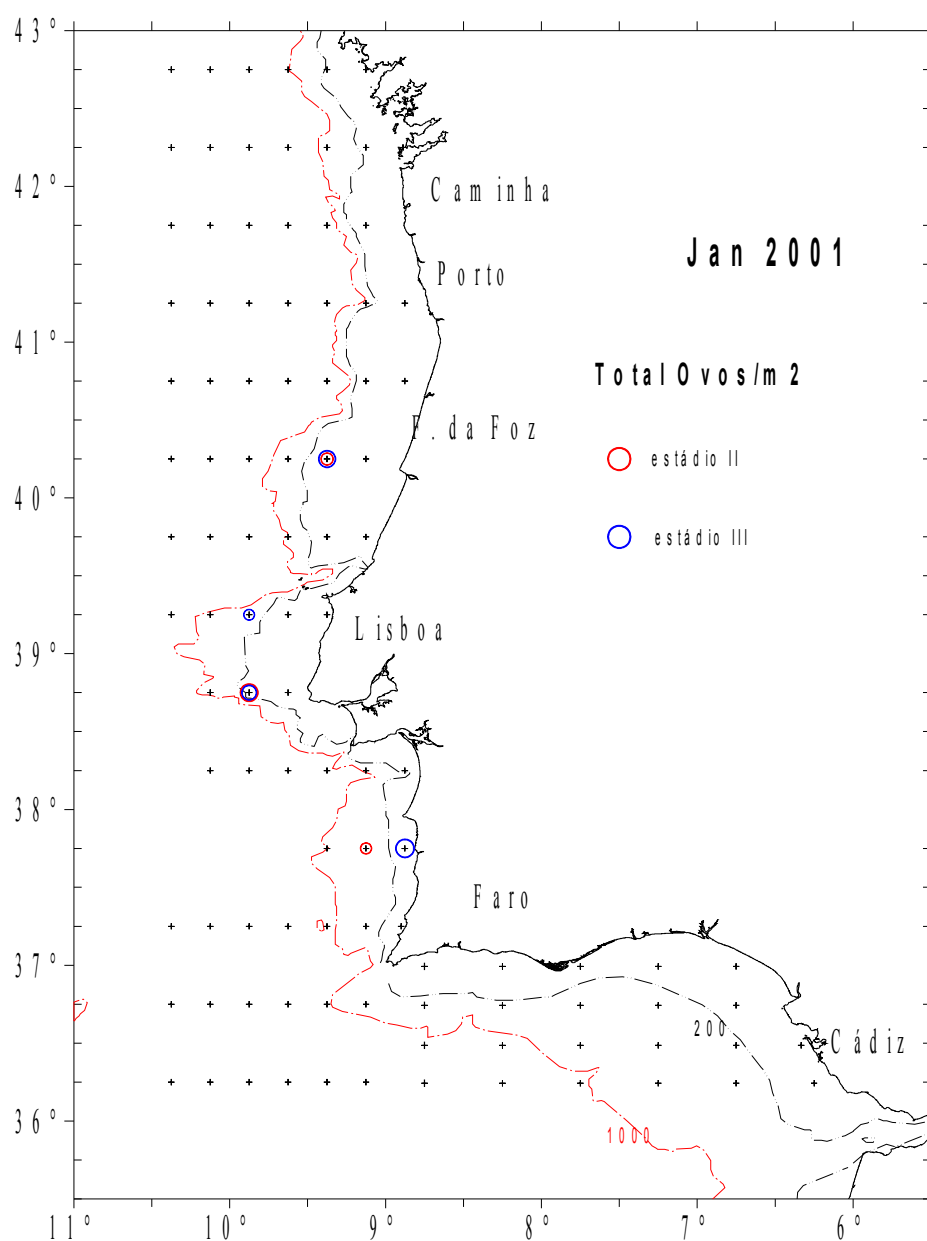


Figura 4.8 – Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 2001 (rede Bongo).

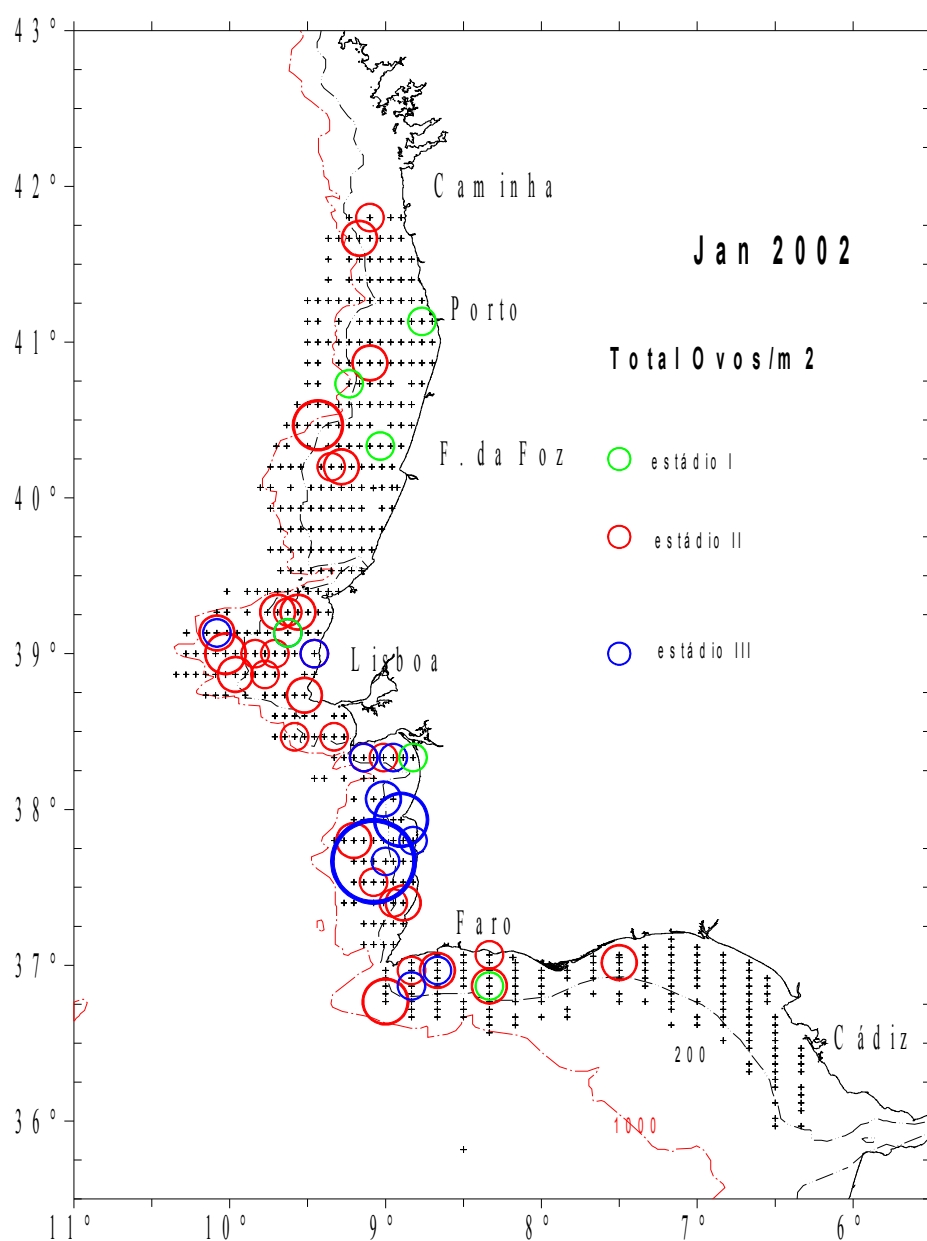


Figura 4.9 – Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 2002 (rede CalVET).

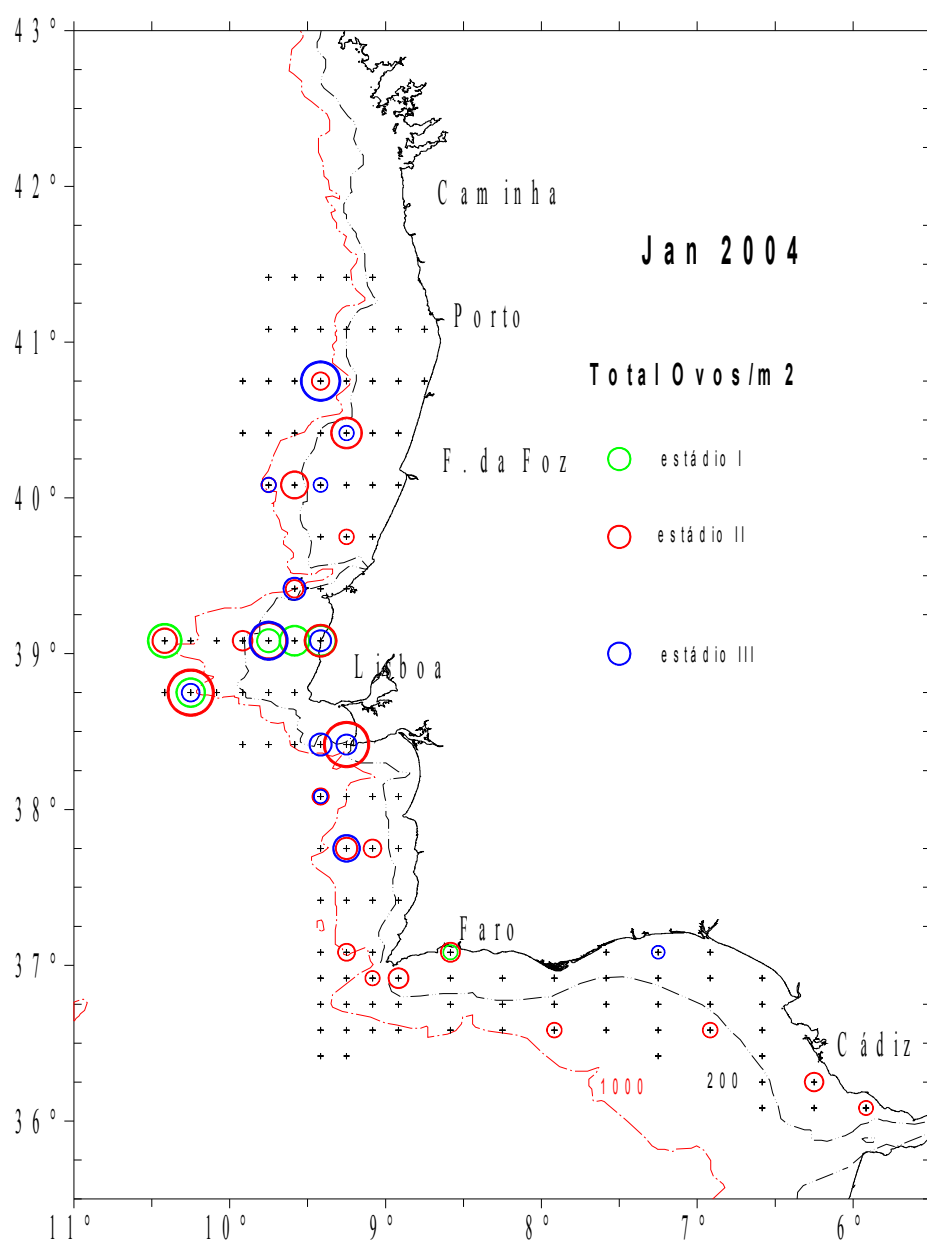


Figura 4.10 – Distribuição espacial dos estádios I, II e III em Janeiro de 2004 (rede Bongo).

3.2 Atribuição de idades aos ovos

No gráfico que se segue (Figura 4.11) mostram-se os tempos de desenvolvimento de cada um dos 11 estádios, para cada uma das 6 temperaturas, resultante da experiência de incubação realizada.

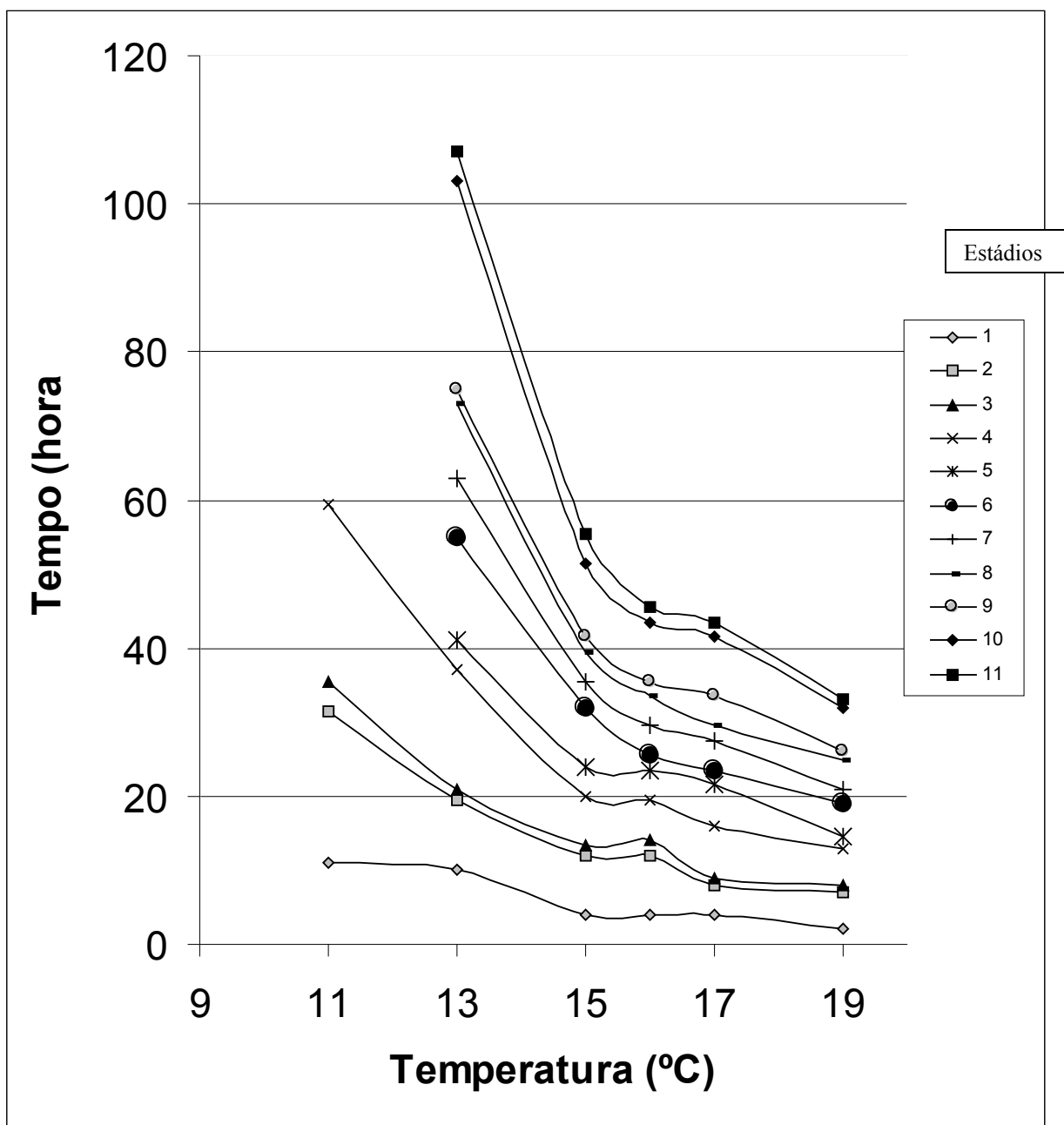


Figura 4.11 – Tempo que leva a atingir cada um dos estádios de desenvolvimento de ovos de carapau, resultantes da incubação a 6 diferentes temperaturas.

É de salientar que no tanque cuja temperatura média era de 11°C, em que as temperaturas oscilaram entre os 10° a 11°C, todos os ovos morreram após 60 a 62h, sem contudo terem ultrapassado o estágio IV de desenvolvimento. A 13°C a eclosão ocorre ao 6° dia, após decorridas 120-128h. A 15°C são precisas 70-74h, ou seja, a larva eclode após 4 dias.

Com temperaturas de 16° e 17°C o desenvolvimento embrionário leva 3 dias apenas, com 60-62h e 58h, respectivamente. Mas para uma temperatura de 19°C, um ovo necessita de apenas 44 h para se desenvolver, ocorrendo a eclosão da larva após 2 dias.

Cada experiência de incubação forneceu uma matriz (Tabelas 4.1 a 4.6), para cada valor de temperatura da água, com a distribuição dos estádios dos ovos a cada idade (em horas).

Tabela 4.1. – Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 16°C.

Tanque 1 t (horas)	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI
0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	31	41	28	0	0	0	0	0	0	0	0
14	0	40	60	0	0	0	0	0	0	0	0
15	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0
16	0	0	92	8	0	0	0	0	0	0	0
17	0	0	35	65	0	0	0	0	0	0	0
18	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
19	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
20.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
22.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
24.5	0	0	0	22	78	0	0	0	0	0	0
26.5	0	0	0	20	80	0	0	0	0	0	0
28.5	0	0	0	18	82	0	0	0	0	0	0
30.5	0	0	0	0	17	83	0	0	0	0	0
32.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
34.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
36.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
38.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
41	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
42.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
44.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
46.5	0	0	0	0	0	0	0	58	42	0	0

48.5	0	0	0	0	0	0	0	6	94	0	0
50.5	0	0	0	0	0	0	0	14	19	68	0
52.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
54.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
56.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
58.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
60.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	31	69

Tabela 4.2 - Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 15°C.

Tanque 2	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI
t (horas)											
0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	4	96	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	0	15	85	0	0	0	0	0	0	0	0
15	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0
16	0	28	0	72	0	0	0	0	0	0	0
17	0	18	0	82	0	0	0	0	0	0	0
18	0	23	0	77	0	0	0	0	0	0	0
19	0	17	0	83	0	0	0	0	0	0	0
20.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
22.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
24.5	0	0	0	35	65	0	0	0	0	0	0
26.5	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
28.5	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
30.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
32.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
34.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
36.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
38.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
41	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
42.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
44.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
46.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
48.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
50.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
52.5	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0
54.5	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0

56.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
58.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
60.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
62.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	69
64.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
66.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
68.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	89	8
70.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	40	60
72.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	86

Tabela 4.3 - Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 13°C.

Tanque 3 t (horas)	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI
0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
15	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
16	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
17	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
18	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
19	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
20.5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
22.5	0	14	86	0	0	0	0	0	0	0	0
24.5	0	0	35	65	0	0	0	0	0	0	0
26.5	0	0	5	95	0	0	0	0	0	0	0
28.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
30.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
32.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
34.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
36.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
38.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
41	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
42.5	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
44.5	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
46.5	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
48.5	0	0	0	0	32	68	0	0	0	0	0
50.5	0	0	0	0	3	94	0	3	0	0	0
52.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0

54.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
56.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
58.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
60.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
62.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
64.5	0	0	0	0	0	10	90	0	0	0	0
66.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
68.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
70.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
72.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
74.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
76.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
78.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
80.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
82.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
84.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
86.5	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0
88.5	0	0	0	0	0	0	0	6	94	0	0
90.5	0	0	0	0	0	0	0	7		93	0
92.5	0	0	0	0	0	0	0	0	7	93	0
94.5	0	0	0	0	0	0	0	5	5	90	0
96.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
98.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
100.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
102.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
104.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
106.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
108.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
110.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
112.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
114.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
116.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
118.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
120.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	71	29
122.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	62	38
124.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	60	40
126.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	46	54
128.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0		100
130.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0		100

Tabela 4.4 - Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 11°C.

Tanque 4	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI
t (horas)											
0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

7	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
15	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
16	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
17	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
18	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
19	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
20.5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
22.5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
24.5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
26.5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
28.5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
30.5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
32.5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
34.5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
36.5	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0
38.5	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0
41	0	0	20	80	0	0	0	0	0	0	0
42.5	0	0	6	94	0	0	0	0	0	0	0
44.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
46.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
48.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
50.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
52.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
54.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
56.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
58.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
60.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
62.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
64.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0

Tabela 4.5 – Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 17°C.

Tanque 5	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI
t (horas)											
0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0

11	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
12	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
13	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
14	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
15	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
16	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
17	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
18	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
19	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
20.5	0	0	0	0	64	36	0	0	0	0	0
22.5	0	0	0	11	89	0	0	0	0	0	0
24.5	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
26.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
28.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
30.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
32.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
34.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
36.5	0	0	100	0	0	0	0	100	0	0	0
38.5	0	0	100	0	0	0	0	100	0	0	0
41	0	0	20	80	0	0	0	50	50	0	0
42.5	0	0	6	94	0	0	0	18	82	0	0
44.5	0	0	0	100	0	0	0	3	97	0	0
46.5	0	0	0	100	0	0	0	0	8	92	0
48.5	0	0	0	100	0	0	0	5	0	95	0
50.5	0	0	0	100	0	0	0	0	6	94	0
52.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	95	5
54.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	100	0
56.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	47	53
58.5	0	0	0	100	0	0	0	0	0	50	50

Tabela 4.6 - Proporção de cada estágio de desenvolvimento embrionário em cada idade (em horas) a uma temperatura de 19°C.

Tanque 6	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI
t (horas)											
0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	0	16	84	0	0	0	0	0	0	0	0
10	0	0	14	86	0	0	0	0	0	0	0
11	0	0	55	45	0	0	0	0	0	0	0
12	0	0	62	38	0	0	0	0	0	0	0
13	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
14	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
15	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0	0
16	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
17	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0

18	0	0	0	0	6	94	0	0	0	0	0
19	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
20.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
22.5	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0
24.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
26.5	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0
28.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
30.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
32.5	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0	0
34.5	0	0	0	0	0	0	0	36	50	14	0
36.5	0	0	0	0	0	0	0	5	5	90	0
38.5	0	0	0	0	0	0	0	4	29	67	0
41	0	0	0	0	0	0	0	0	7	93	0
42.5	0	0	0	0	0	0	0	10	0	90	0
44.5	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0

A Tabela 4.7 mostra, para cada cruzeiro em que foram capturados ovos no estágio I, a distribuição desses ovos, em percentagem, pelas várias horas do dia.

A temperatura média da água do mar em 2002 foi de 15,7°C, e em 2004 de 15°C

Tabela 4.7- Distribuição dos estádios I (em percentagem) pelas horas do dia.

Horas	01	02	03	04	05	06	07	08	09	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24
1999	8	0	0	0	35	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	12	0	4	4	0	0	8	4	23
2002	0	0	0	0	17	17	17	0	0	0	0	0	0	17	0	17	0	0	0	17	0	0	0	0
2004	18	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	20	0	0	0	22	0	2	0	0	0	0	29	0

De acordo com as experiências de desenvolvimento embrionário com a temperatura, o estágio I tem uma duração média de 4 horas a temperaturas de 14°C a 17°C (temperaturas normais para a época do ano em que foram efectuadas as campanhas na costa Portuguesa). A presença deste estágio em grande número, a uma determinada hora do dia, seria indicador da ocorrência de um pico de desova 4 horas antes. No entanto, isso não é muito notório na Tabela 4.7., o que sugere que a desova não tem um pico definido.

Tendo em conta os resultados acima descritos, e não se tendo encontrado um pico de desova muito claro em determinada hora do dia, a atribuição de idades em horas foi efectuada recorrendo a um processo iterativo de cálculo sucessivo anteriormente descrito sendo obtida a distribuição dos ovos por idade e unidade de área, para cada estação de cada cruzeiro.

A distribuição de idades (em dias) dos ovos capturados em cada cruzeiro está descrita na Figura 4.12. Da figura é claramente visível que a abundância em idades mais avançadas não apresenta uma tendência decrescente.

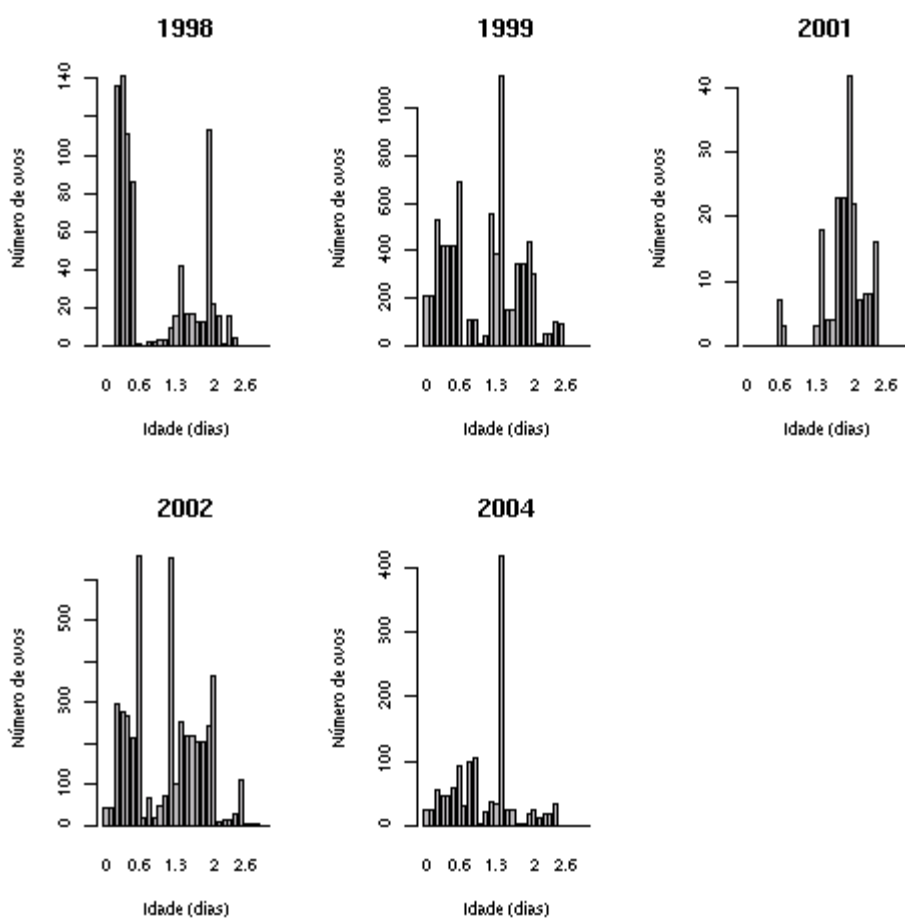


Figura. 4.12 – Distribuição de idades (em dias) dos ovos capturados em cada ano.

Este padrão, diferente do que se esperaria no caso ideal para o ajustamento de uma curva de mortalidade dos ovos, sugere que a mortalidade é nula ou pelo menos não detectada

com o esquema de amostragem utilizado, não se podendo aplicar a metodologia tal qual como está descrita e tendo que adaptá-la para a estimação quer da mortalidade quer da produção diária de ovos em cada cruzeiro.

3.3 Produção Diária de Ovos

A Figura 4.13 mostra o número de ovos de cada idade (em dias), capturados em cada estação de amostragem. Nesta figura não se representaram as estações que não apresentavam ovos de carapau. Como se pode ver para os dados de cada ano, o modelo de mortalidade exponencial não se aplica .

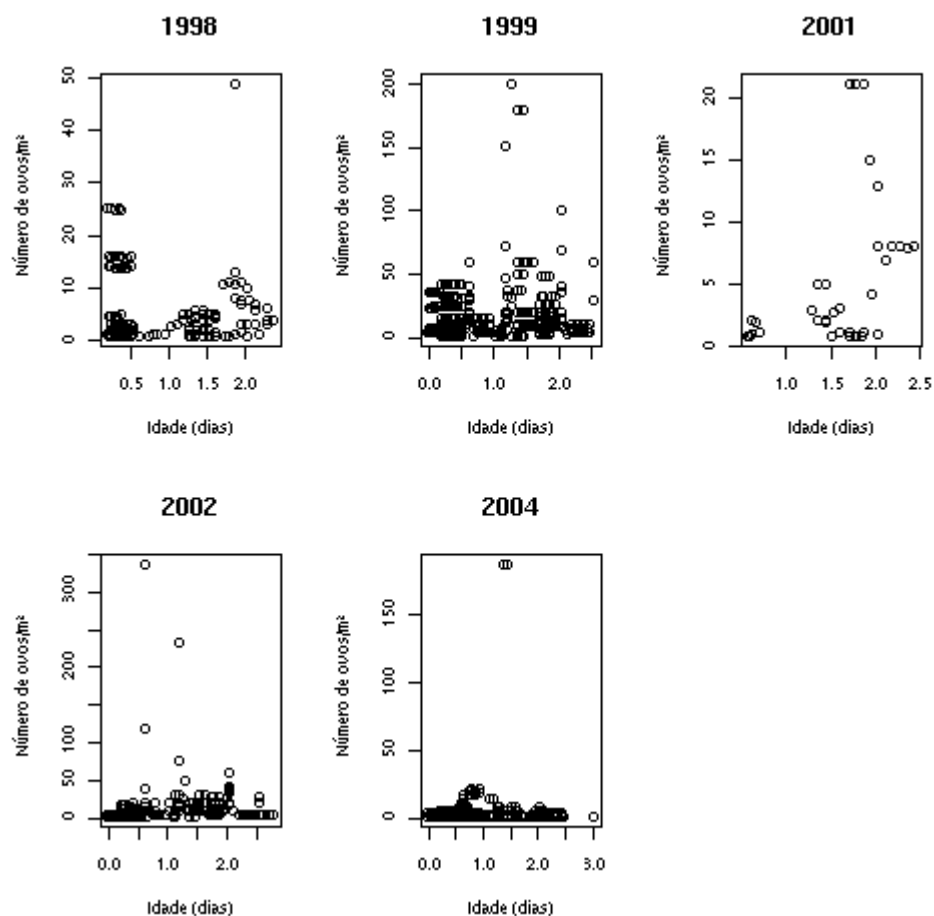


Figura 4.13 – Abundância de ovos de cada idade (em dias), capturados para cada ano.

Desta forma não se verifica o abrupto decréscimo do número de ovos (decréscimo exponencial) nas idades mais jovens, prosseguindo depois mais suavemente a diminuição esperada.

Usando uma técnica simples de confrontação entre modelos e dados, o método da soma de quadrados permite a simulação dos dados para certificação real dos valores dos parâmetros e a avaliação de como o procedimento resulta (Hilborn e Mangel, 1997). A dificuldade de ajustamento desses modelos é bem patente na Figura 4.14, que mostra as superfícies das somas de quadrados dos resíduos, para o modelo exponencial ajustado aos dados de cada ano. Para qualquer destes conjuntos de dados não existe um mínimo definido,

ocorrendo antes uma gama de vários mínimos possíveis para diferentes combinações de valores dos dois parâmetros: a produção diária de ovos por m^2 e a taxa de mortalidade diária.

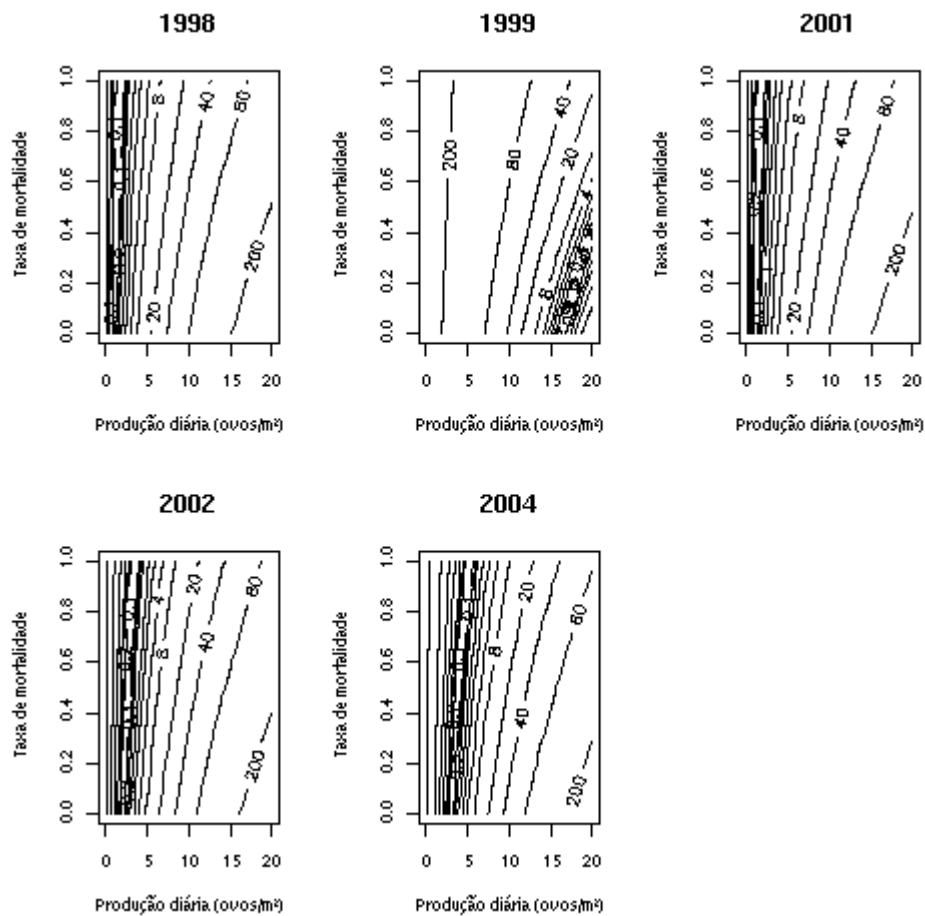


Figura 4.14 – Ajustamento do modelo exponencial aos dados de cada ano, pelas superfícies das somas de quadrados dos resíduos.

Pela análise da Figura 4.14 parece à partida ser mais fácil delimitar uma gama de valores dentro da qual se encontra o valor da produção diária de ovos, do que a correspondente gama de valores para a mortalidade diária. Consegue-se definir uma convergência para um determinado valor de produção diária, para uma vasta gama de valores da taxa de mortalidade.

Assim sendo, e dada a dificuldade em estimar um valor de mortalidade para cada ano, devido ao pequeno número de ovos encontrado, foi então decidido ajustar um modelo aos

dados agregados para cada uma das redes, abarcando os anos em que foram efectuadas. Este ajustamento resultou numa taxa de mortalidade estimada de 0,10457/dia para o conjunto dos anos em que a rede Bongo foi usada, e 0,35068/dia para quando a CalVET foi utilizada, que foi então considerada constante para esses anos.

O ajustamento do modelo aos dados agregados de todos os anos está descrito na Figura 4.15. Dado o baixo valor do parâmetro de mortalidade, o modelo exponencial assemelha-se a uma recta com um baixo declive.

O modelo de mortalidade, após ser fixado o parâmetro da mortalidade, ficou com apenas um parâmetro a ser estimado para cada ano, o da produção diária de ovos por m².

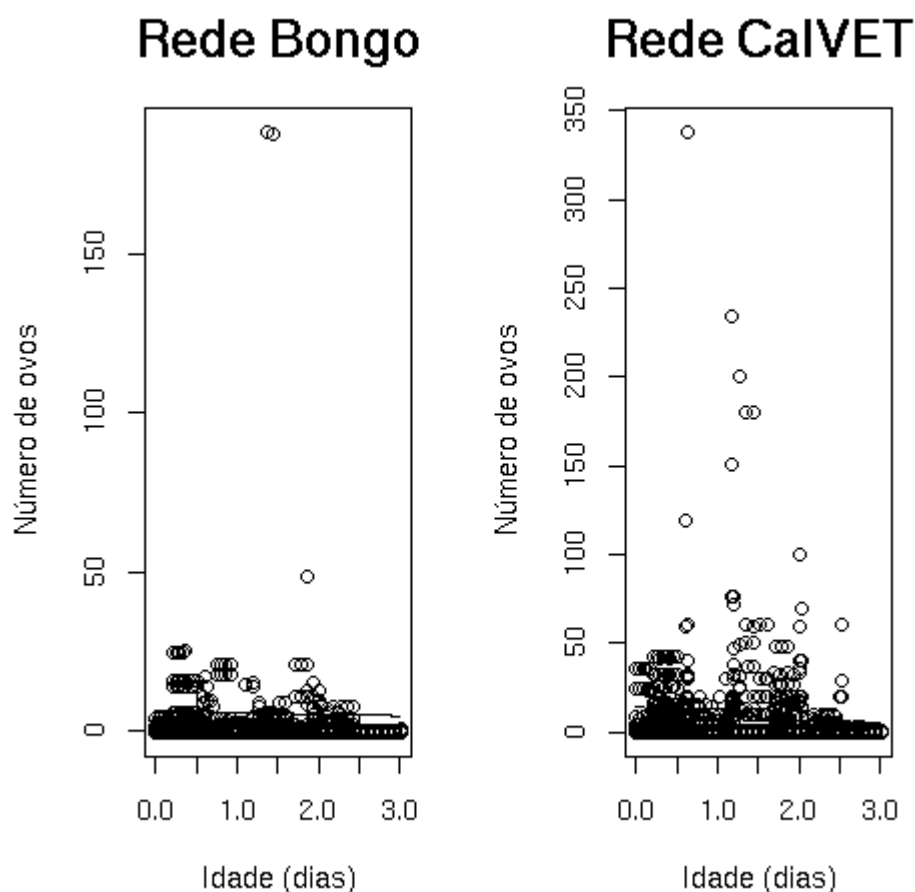


Figura 4.15 – Modelo de mortalidade dos ovos, ajustado aos dados agregados dos cruzeiros com cada tipo de rede.

O ajustamento deste modelo aos dados de cada ano ficou assim mais facilitado, como é demonstrado pelas curvas das somas de quadrados dos resíduos para uma gama de valores possíveis para o parâmetro a estimar (Figura 4.16).

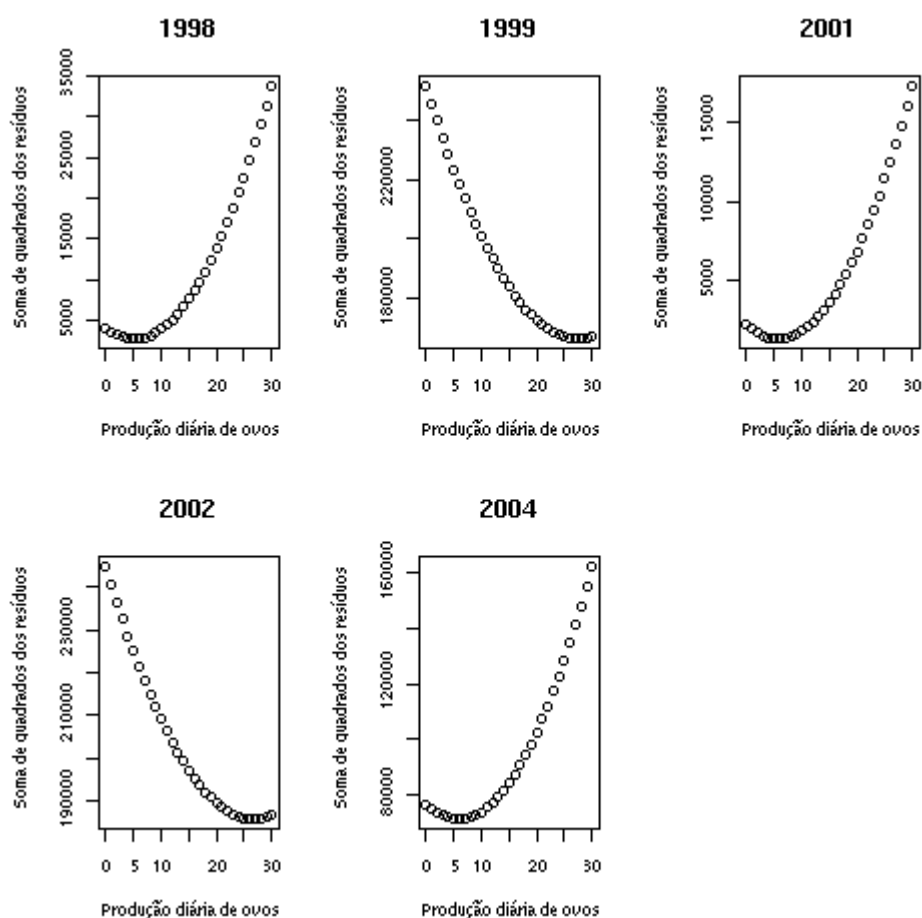


Figura 4.16 – Ajustamento do modelo de mortalidade obtido, aos dados de cada ano, para estimar a produção diária de ovos por m².

Os resultados da aplicação do método de Buckland *et al.* (1997) (que pretende testar se outros modelos, por exemplo o modelo linear, pode ou não ser igualmente ajustado aos dados) por quantificação da incerteza na escolha do modelo de mortalidade, encontram-se resumidos

na Tabela 4.8. Esses resultados indicam claramente que o modelo mais simples, uma recta com declive 0, nunca foi escolhido, sendo o modelo não-linear escolhido a maioria das vezes. Com efeito, o modelo de regressão não-linear foi escolhido entre 77,8% das vezes com os dados de 2004 e 62,7% das vezes com os dados de 2002 e 87,9% das vezes com os dados de 1999.

Tabela 4.8 - Percentagem de vezes que cada modelo foi escolhido para os dados de cada ano, segundo o método de Buckland et al. (1997).

Ano	Média	Regressão simples	Regressão não-linear
1998	0,04	60,16	39,80
1999	0	12,04	87,96
2001	0	90,62	9,38
2002	0	37,28	62,72
2004	2,32	22,36	77,64

Os valores que entraram no cálculo da produção de ovos em cada ano, para toda a área considerada, assim como no cálculo dos respectivos intervalos de confiança, encontram-se na Tabela 4.9.

Tabela 4.9 - Variáveis que entraram no cálculo das produções diária e total de ovos e valores obtidos, para cada ano, para essas produções e para os desvios-padrão da produção diária.

Ano	1998	1999	2001	2002	2004
Nº de estações	71	417	103	484	118
Nº médio ovos dado presença	10,529	74,765	44,333	51,692	56,919
% estações com ovos	0,296	0,235	0,058	0,188	0,305
Média do nº ovos	2,521	17,571	2,582	9,719	17,847
Produção diária por m ²	5,211	27,312	5,759	26,828	5,872
Desvio-padrão da produção	0,622	1,55	0,819	2,239	1,051
Produção total (milhões)	265.079	1.104.004	57.710	867.572	308.154

(Área portuguesa = $1,72 \cdot 10^{11} \text{ m}^2$)

A Figura 4.17 representa graficamente a evolução da produção de ovos e respectivos intervalos de confiança a 95%.

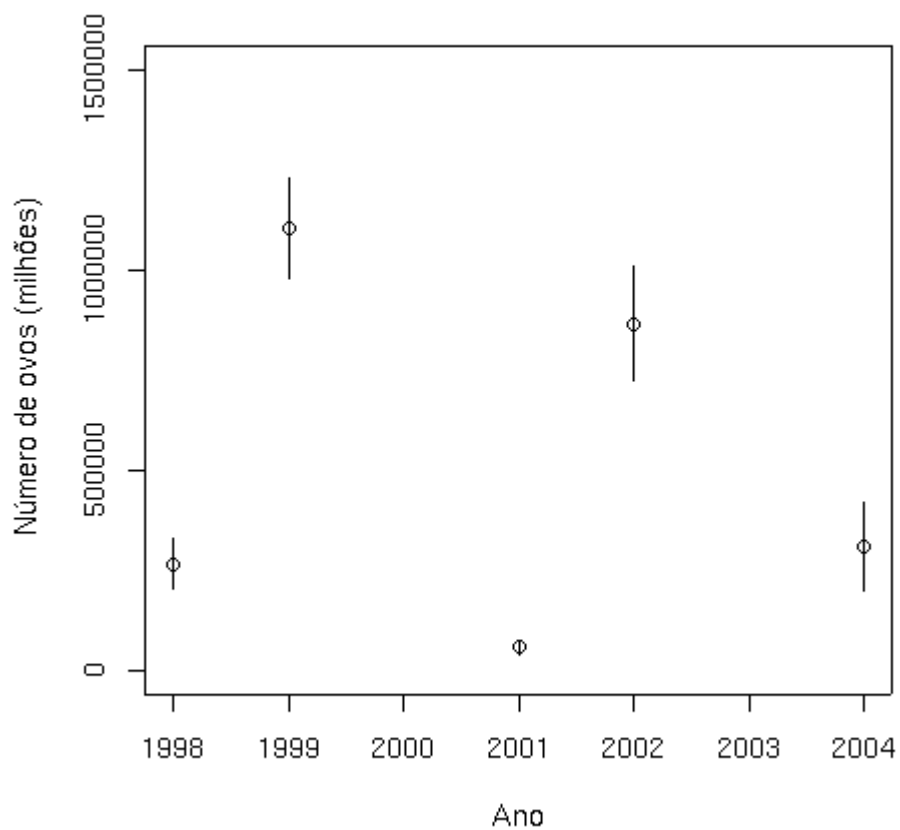


Figura 4.17 – Série de produção de ovos e respectivos intervalos de confiança.

4 Discussão

Com este trabalho foi possível reconstituir uma série de estimativas de produção diária de ovos de carapau, *Trachurus trachurus*, a partir dos dados existentes relativos a 5 anos em que o MPAO e o MPDO foram aplicados. Dada a impossibilidade em tornar os dados, provenientes das duas metodologias empregues, comparáveis, devido quer ao plano amostral, quer à diferente capturabilidade dos engelhos utilizados, que deverão ter selectividade diversa, a análise da mortalidade foi efectuada paralelamente, tendo sido obtida uma mortalidade para os anos em que a rede Bongo foi empregue e outra para quando a rede CalVET foi utilizada. Desta forma, foram obtidas estimativas da produção diária de ovos para cada ano. Estes valores, juntamente com os parâmetros dos adultos (fracção de desova, fecundidade parcial por peso médio de fêmea madura e sex-ratio) estimados nesse ano e para a mesma área, permitir-nos-ão determinar a biomassa desovante do recurso, na área considerada.

Parte-se do pressuposto no MPDO de que a mortalidade dos ovos é constante em todas as fases do desenvolvimento, significando que a razão entre o número de ovos mortos e o número total de ovos presentes é sempre a mesma. No entanto, existem variados factores que podem fazer com que este pressuposto não se cumpra. Os estádios mais jovens, por exemplo, podem estar sujeitos a uma maior predação, pela sua maior agregação ou pelo facto de serem mais facilmente detectáveis pela libertação de feromonas aquando da desova. Ou, em alternativa, os estádios mais avançados poderão ser mais sujeitos à predação uma vez que se tornam mais visíveis pela presença do embrião (Hunter e Lo, 1997). Por outro lado, e dado que a flutuabilidade dos diferentes estádios afecta a sua distribuição vertical na coluna de água (Coombs *et al.*, 1985), é de supor que estes estarão sujeitos a diferentes predadores em diferentes fases do desenvolvimento. Dado que nenhum destes factores está estudado de forma a permitir assumir uma mortalidade variável com o desenvolvimento do ovo, optou-se então

pelo pressuposto mais simples, de que a mortalidade seria independente da idade do ovo.

Esta suposição da taxa de mortalidade constante, ainda que sendo um problema de difícil resolução, deverá ser investigada no futuro, não só para permitir a obtenção de melhores estimativas de mortalidade, mas também porque essa investigação decerto incidirá sobre aspectos biológicos muito interessantes do ponto de vista científico.

Supõe-se igualmente na metodologia empregue que todos os ovos postos são fertilizados. A taxa de fertilização no mar é desconhecida, no entanto é aqui assumido, à falta de mais informação, que a proporção de fertilização será próxima de 100%. Desta forma ignora-se o possível enviesamento de P_0 , criado por possíveis diferenças nas taxas de mortalidade dos ovos fertilizados e não fertilizados. Este problema prende-se apenas com os ovos no início de desenvolvimento, uma vez que estes são de difícil distinção entre os que estão fertilizados e os não fertilizados (Hunter and Lo, 1997).

A distribuição da abundância dos ovos pelas várias idades tem teoricamente uma distribuição exponencial decrescente, ocorrendo uma muito maior abundância nas primeiras idades. Os resultados obtidos neste trabalho não estão totalmente conforme o que se esperaria teoricamente (Figura 4.12). O facto de isso não se verificar nestes dados pode ser devido a dois factores: a granularidade da recolha ser fraca para amostrar convenientemente as agregações de ovos mais jovens, que apesar de serem mais numerosos, dada a sua agregação, são mais difíceis de encontrar; ou a produção diária de ovos ao longo do tempo em que decorreu cada cruzeiro não ser constante, tendo em certos dias (coortes) sido produzida uma muito maior quantidade de ovos que noutros dias, o que seria mais uma violação de um dos pressupostos do método. Esta última possibilidade parece menos verosímil que a primeira, uma vez que um padrão semelhante (menos ovos nas idades mais jovens que nas mais velhas) se repete em todos os cruzeiros, com diferente número de estações efectuadas. Seria pois de estranhar que em todos os cruzeiros efectuados se tivessem apanhado predominantemente as primeiras

idades das coortes menos abundantes.

A raridade dos ovos com menos de 12 horas não deve ser devida à insuficiente amostragem da coluna de água, mas muito provavelmente pelo facto de se encontrarem ainda em aglomerações muito densas, portanto, ocupando áreas muito restritas e por isso com baixa probabilidade de serem amostradas. Isto é apontado por Hunter e Lo (1997), principalmente nos primeiros estádios de desenvolvimento dos ovos, e que se traduz num declive da curva de mortalidade dos ovos não significativo ou mesmo negativo. Assim, a possibilidade deste padrão nos dados estar relacionado com a escala espacial na amostragem parece bastante provável, e deverá ser mais investigado no futuro. No entanto, o esforço amostral para cobrir mesmo as agregações de ovos mais jovens poderá ter que ser tão elevado que é possível que este problema nunca possa vir a ser completamente solucionado.

A mortalidade dos ovos, patente na Figura 4.13, pode ser devida a vários factores, uns físicos (p.ex. temperatura) e outros biológicos (p.ex. parasitas ou predação). No entanto, vários trabalhos sobre a dieta de peixes planctonívoros apresentam resultados que mostram uma baixa importância da ingestão de ovos nas dietas (Murta, 1992; Lopes *et al.*, em publicação). Estes são apenas ingeridos ao acaso, por peixes fundamentalmente filtradores ou por zooplâncton gelatinoso (Houde et al., 1994). Daí que se possa considerar seriamente a hipótese da mortalidade dos ovos poder ser realmente baixa.

No que respeita à infestação por parasitas, essa, ocorrendo, pode levar a mortalidades massivas. São muitas as espécies de peixes infectados por um dinoflagelado parasita, *Ichthyodinium chabelardi*, identificado e descrito pela primeira vez por Hollande e Cachon (1952). Estudos sobre ovos de sardinha contaminados revelaram a importância que o parasitismo poderá ter na mortalidade das larvas (Stratoudakis *et al.*, 2000; Bez *et al.*, 1996) ou mesmo nos ovos. Também espécies como sarda, carapau, dourada e biqueirão são frequentemente infectadas por este parasita, infestação detectada nos ovos, afectando

directamente o embrião e mais tarde as larvas, já que as células do parasita se multiplicam rapidamente à custa das reservas vitelinas do embrião, inviabilizando o desenvolvimento das larvas recém-eclodidas (Meneses *et al.*, 2003).

Estudos de distribuição vertical dos ovos por estádios de desenvolvimento são pré-requisitos essenciais para uma eficiente amostragem, permitindo excluir hipóteses sobre a não ocorrência/raridade dos estádios iniciais. Desta forma, sendo os ovos de peixes pelágicos partículas passivas, na grande maioria com flutuabilidade positiva, a sua abundância aumenta com a aproximação à superfície (Sundby, 1983). Como Coombs *et al.* (1996) referem, por amostragens efectuadas no período de 1977-1987, a grande maioria dos ovos de carapau encontra-se nos 80m superficiais da coluna de água, apresentando-se em todos os estádios de desenvolvimento embrionário. Da mesma forma, Olivar (1990) observou que os ovos da espécie *Trachurus trachurus capensis* se restringiam à camada dos 50m superficiais da coluna de água. Mais ainda avançaram, referindo que a gravidade específica dos ovos experimenta um aumento com o desenvolvimento embrionário destes, correspondendo a um aumento da profundidade a que se encontram (Coombs *et al.*, 1996).

Desta forma, é de esperar que quanto mais recentes, mais perto da superfície são capturados. Cunha (1995) refere, pela distribuição vertical dos estádios I dos ovos desta espécie, que a desova ocorre maioritariamente nos 100m superficiais da coluna de água, numa frente termal onde águas mais quentes e de maior salinidade vindas do sul se acumulam perto da costa.

Sendo a distribuição vertical dos ovos epipelágicos explicada pela sua flutuabilidade, condições ambientais e profundidade a que a desova ocorre (Sundby, 1991), muitos modelos têm procurado descrever a distribuição vertical dos ovos de peixe (Sundby, 1983; Westgard, 1989).

A profundidade da desova é importante na determinação da distribuição vertical dos

ovos nas primeiras 6-12 horas após a desova, sendo depois função da mistura vertical do vento, calor e pela própria flutuabilidade dos ovos. A turbulência induzida pelo vento, factor ambiental que mais influencia a distribuição vertical dos ovos e larvas pelágicas, contribui para a sua mistura na camada de água que sofre a influência do vento. A distribuição espacial dos ovos e larvas é função das propriedades ambientais da água, como a densidade, correntes, e difusão turbulenta, para além das propriedades físicas dos ovos (flutuabilidade e dimensão) (Sundby, 1991).

Quando nos referimos a mortalidade dos ovos, no fundo está mais subjacente a diminuição da probabilidade de os apanhar nos arrastos, e talvez ainda mais importante, a sua dispersão na água, à medida que o tempo passa. Este último factor é difícil de estudar uma vez que está muito dependente de fenómenos oceanográficos e meteorológicos, por vezes a escalas espaço-temporais reduzidas.

O melhor conhecimento destes padrões de aglomeração dos ovos ou a utilização de métodos adaptativos ou geostatísticos poderão aumentar a eficiência da amostragem de ovos, e principalmente, aumentar a probabilidade de encontrar os estádios mais jovens. Nesse sentido, a CUFES (Checkley *et al.*, 1997), método de monitorização da abundância de ovos, facilmente calibrável com os arrastos efectuados pela CalVET, proporciona uma amostragem tão contínua quanto desejada, o que poderia ser um passo para o avanço do conhecimento neste campo. No entanto, e apesar de Hunter and Lo (1997) apresentarem a CUFES como um processo que vem revolucionar a forma de se realizarem as amostragens nos MPDO no futuro, tal mostra-se inviável para esta espécie, uma vez que os ovos de carapau se tornam difíceis, senão impossíveis, de identificar por ficarem bastante danificados.

Dada a baixa ocorrência de ovos nos primeiros estádios de desenvolvimento, a mortalidade em cada ano ficaria muito mal estimada, daí a necessidade que se encontrou em usar os dados dos restantes anos em que a mesma rede foi usada, conjuntamente, para a

obtenção da curva de mortalidade. A variância obtida neste trabalho para os parâmetros da produção de ovos, são artificialmente baixas, devido ao pressuposto de que a curva de mortalidade tem a mesma taxa em todos os cruzeiros. Apesar deste pressuposto ser necessário ao ajustamento dos modelos, faz com que a covariância entre os dois parâmetros seja nula, uma vez que um deles é fixo e a sua variância é nula no ajustamento dos modelos apenas com o parâmetro da produção de ovos. Deste modo, a parcela da variância da produção de ovos, devida à covariância com a taxa de mortalidade, é retirada dos cálculos.

Embora nos enfrentemos com este problema da estimação da mortalidade, temos a segurança de fiabilidade da produção diária desta forma estimada, já que esta se apresenta constante para uma elevada gama de valores de mortalidade (Figura 4.14).

A intensificação da amostragem é uma medida a ter em conta em futuras aplicações deste método ao carapau, visando uma estimativa da abundância de ovos com menor variância e maior precisão. Esta estimativa será tanto melhor, quanto mais adequada for a medição da estrutura de idades e do padrão de distribuição e abundância dos ovos (Hunter e Lo, 1997).

Quando os estádios dos ovos são sub-amostrados, considerar as larvas recém-eclodidas, ou seja larvas que ainda possuem saco-vitelino e ainda fraca mobilidade, pode ser também uma outra forma de aumentar a precisão do P_0 (Lo *et al.*, 1996).

Ao longo das campanhas de MPAO houve uma tentativa progressiva de intensificação da grelha de amostragem, aumentando desta forma a probabilidade de capturar ovos que apresentam uma dispersão reduzida. Tal constata-se pela diminuição espacial entre estações dentro duma mesma radial, e mesmo entre radiais, como se efectuou especificamente em 2004. No entanto, e dado o reduzido tempo de navio disponível, tornou-se necessário o encurtamento das radiais na direcção costa-largo, seguindo-se o critério de abandono da radial sempre que eram amostradas 3 estações sem ovos, recolhidas com o sistema CUFES.

No entanto, o CUFES pode não amostrar eficientemente o espaço em que os ovos de carapau consistentemente ocorrem, o que poderia ser colmatado por um maior conhecimento da distribuição vertical destes ovos. Daqui resultou, em alguns cruzeiros, uma menor eficiência na cobertura da área de distribuição que se tinha inicialmente planeado, com o abandono da amostragem de algumas radiais ainda dentro da área onde seria provável encontrar ovos. No futuro é importante que se cubra toda a área prevista, previamente delimitada e mantida constante de campanha para campanha, tentando desta forma fazer uma cobertura mais real quanto possível da distribuição dos ovos deste recurso.

A rede CalVET foi especificamente desenhada para reduzir custos de triagem (Hunter and Lo, 1997), para além de reduzir a variância por redução do tamanho das amostras de ovos recolhidas. Daí que o tipo de arrasto realizado com a Bongo proporcione uma maior e mais eficaz filtração de toda a coluna de água com maior probabilidade de capturar ovos, sendo por isso mais adequada à amostragem de ovos de espécies como o carapau que, sendo abundante, não o é de forma a que os seus ovos sejam capturados em quantidade excessiva na rede Bongo.

A principal necessidade para a aplicação do MPDO a espécies de peixes pelágicos com sincronicidade diária de desova é a definição da hora do pico de desova, o que ajuda na determinação da idade dos ovos capturados (Lo, 1985; Bernal *et al.*, 2001). Apesar da maioria dos peixes marinhos efectuar desova nocturna, o que efectivamente parece diminuir o risco de predação quer dos próprios progenitores, quer dos seus descendentes, outros há cuja desova diurna tem sido proposta (Ferraro, 1980; Robertson, 1991).

A partir dos resultados obtidos nestes 5 anos não é possível, como foi visto, definir um único pico de desova em determinada hora do dia, o que parece de facto estar de acordo com o evidenciado por McBride *et al.* (2002), acerca da variabilidade da periodicidade diária reprodutiva encontrada dentro da família Carangidae. Ferraro (1980) aponta para o facto da

periodicidade diária de desova ser uniforme dentro duma mesma família, embora tal não se mostre tão linear, uma vez que se observam episódios de desova tanto diurnos (Walford, 1937; von Westernhagen, 1974; Clarke e Privitera, 1995; Breder, 1951), como nocturnos (Delsman, 1926; Farris, 1961) dentro desta mesma família. Estas variações podem ser interpretadas como adaptações às condições ambientais locais, experimentadas pelas diversas espécies ou populações de carangídeos (McBride *et al.*, 2002).

No entanto, e relativamente a esta espécie de carapau, nomeadamente ao recurso ocidental, dados referentes ao ano 1992, provenientes da observação histológica de secções de ovários, indicam a possibilidade de ocorrência dum pico de desova no período entre as 15:00 e as 21:00h (Anon., 1993). Ainda relativamente à costa norte espanhola, no período de 1989-1992, por observação dos primeiros estádios dos ovos, Motos (WD 1993) conclui igualmente ser este o período do pico de produção de ovos. Ainda relativamente aos mesmos dados, foi mais tarde evidenciado um pico de desova entre as 14:00 e as 20:00h e durante a noite, em menor escala, um segundo pico aparente entre as 2:00 e as 4:00h, dados estes em consistência com as observações histológicas dos ovários das fêmeas em desova (Anon., 1994). Apesar de poder parecer que uma inadequada determinação da hora do pico de postura pode enviesar a estimativa da biomassa determinada pelo MPDO, Lo *et al.* (1996) refere não serem significativas as diferenças da produção diária encontradas para pequenas oscilações na hora de postura. Por outro lado, a variância associada à estimação da hora de postura não é incluída na estimação da variância do MPDO (Hunter e Lo, 1997). Toda esta problemática foi evitada neste trabalho, através do uso do método de Kimura e Chikuni (1987) que se adaptou a este caso particular de atribuição de idades aos ovos. Com este método foi possível estimar a distribuição de idades dos ovos de cada amostra, sem ser necessário assumir qualquer pressuposto sobre a hora de postura.

5 Considerações finais

Este trabalho surgiu da necessidade de recuperar uma série temporal de dados de 5 anos, relativo a ovos recolhidos em campanhas de ictioplâncton realizadas segundo diferentes metodologias. Em virtude de se ter concluído de que se trata duma espécie com fecundidade indeterminada, inviabiliza as estimações obtidas pelo Método de Produção Anual de Ovos (MPAO), devendo então ser aplicado o Método de Produção Diário de Ovos (MPDO). Há pois que recuperar estes dados, ao momento inutilizados, e que constituirão duas séries a ser utilizadas para o cálculo das estimativas absolutas da biomassa desovante do recurso em causa.

Estabeleceu-se uma nova escala de classificação do desenvolvimento embrionário, conseguida a partir de experiências de fertilização artificial e de incubação com diferentes temperaturas. Estas experiências contribuem igualmente para o processo de atribuição de idades aos ovos, por aplicação do Método de Kimura e Chikuni (1987), método que evita a determinação duma hora inequívoca relativa ao pico de desova, processo este necessário para a aplicação do MPDO.

As estimativas de produção diária de ovos (P_0) e a taxa embriónica de mortalidade (Z) são elementos chave na estimação da biomassa de reprodutores, assim como os parâmetros dos adultos. A incerteza a eles associada, como se compreende, contribui maioritariamente para a incerteza na estimação daquele parâmetro (Piquelle e Stauffer, 1985; Armstrong *et al.*, 1988), sendo a sua precisão afectada pela distribuição espacial dos ovos, pelo tamanho da amostra, pelo método de amostragem e pelos procedimentos de estimação (Lo, 1997).

O padrão de agregação exibido pelos adultos e estádios mais jovens dos ovos dificulta a amostragem (Smith, 1973; Lo *et al.*, 1996). Um esquema de amostragem estratificada pode melhorar a precisão das estimativas desde que se tenha o conhecimento de onde ocorre a

desova e onde se encontram as agregações dos ovos; aumentar o tamanho da amostragem é um outro processo, infelizmente que se torna bem dispendioso, ou ainda, a inclusão dos estádios larvares na curva de mortalidade que pode colmatar a lacuna que se verifica dos primeiros estádios dos ovos. Um modelo de equações simples, baseado em dados de ovos e de larvas também, resulta em estimativas de P_0 e Z mais precisas do que apenas considerando dados de ovos, como foi verificado para o caso do recurso de anchova do norte da Europa (Lo, 1997).

O melhoramento das técnicas de atribuição de idades aos ovos deverá ser implementado. A utilização de uma aproximação Bayesiana pode usar mais eficazmente os dados, melhorando a sua precisão (Lo, 1997; Bernal *et al*, 2001), devendo o método utilizado neste trabalho ser comparado com esses métodos Bayesianos, tendo no entanto em conta se a têm ou não por base a hora de postura, como no caso relativo à sardinha (Bernal *et al*, 2001) em que se evidencia um período de desova.

Uma estimação mais precisa da abundância de ovos é sem sombra de dúvida a maneira mais eficiente de aumentar a precisão da estimação da biomassa de peixes. Modelos aditivos generalizados (GAM) são utilizados para modelar a variação espacial na densidade de ovos e incrementar a precisão da estimação da biomassa do MPDO. O uso de GAMs tem vantagem sobre outros métodos de amostragem em campanha: providencia um meio objectivo de interpolação em áreas sub-amostradas, a estimação não assume uma amostragem ao acaso no que respeita ao critério espacial (Borchers *et al.*, 1997; Stratoudakis *et al.*, 2004).

Nestas campanhas do MPDO deverão ser realizados arrastos com a rede Bongo pela sua maior eficácia na captação de ovos, seguindo uma grelha amostral suficientemente fina como se verifica para a sardinha com a finalidade de minorar o problema da insuficiente representatividade dos estádios mais jovens dos ovos.

Um dos maiores problemas do método assenta em ser possível distinguir a diminuição

da probabilidade de encontrar ovos devido a mortalidade, ou devido à dispersão dos ovos na água, já que a mortalidade actualmente estimada engloba ambos os factores. O desenvolvimento futuro de metodologia experimental deverá ser implementado para que seja permitido separar a mortalidade real, da dispersão na água.

6 Bibliografia

Abaunza, P., Gordo, L., Karlou-Riga, C., Murta, ^a, Eltink, ^aT.G.W., García Santamaría, M.T.,

- Zimmermann, C., Hammer, C., Lucio, P., Iversen, S.A., Molloy, J. & Gallo, E. (2003) Growth and reproduction of horse mackerel, *Trachurus trachurus* (carangidae). *Fish Biology and Fisheries* **13**: 27-61.
- Akaike, H. (1978). A Bayesian analysis of the minimum AIC procedure. *Annals of the Institute of Statistical Mathematics* **30**, 9-14.
- Anon.(1991) Report of the Mackerel/Horse mackerel Egg Production Workshop. ICES CM 1991/H:2, 43p.
- Anon.(1993) Report of the Mackerel/Horse mackerel Egg Production Workshop. ICES CM 1993/H:4, 78p.
- Anon.(1994) Report of the Mackerel/Horse mackerel Egg Production Workshop. ICES CM 1994/H:4, 37p.
- Apstein, C.(1909) Die Bestimmung des Alters pelagisch lebender Fischeier. *Mitt. Dt. Seefischver.*, **25**(12), 364.
- Armstrong, M.A., Jolly, G. e Melo, Y. (1988) Egg production estimates of anchovy biomass in the Southern Benguela system. CalCOFI Rep., Vol.XXIX. 137-157p.
- Ben Salem, M.(1995) Key to the species of the genus *Trachurus* Rafinesque, 1810 (Teleostei, Carangidae). *Journal of Ichthyology*, **35**: 40-53.
- Bernal M, Borchers DL, Valdés L, Lanzós AL, Buckland ST (2001) A new ageing method for eggs of fish species with daily spawning synchronicity. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **58**: 2330-2340 p.
- Borchers, D.L., Buckland, S.T., Priede, I.G. e Ahmadi, S. (1997) Improving the precision of the daily egg production method using generalized additive models. *Can. Fish.Aquat. Sci.* **54**: 2727-2742 p.

- Borges, M.F. (1984) Evaluation of the results on horse mackerel (*Trachurus trachurus* L.) of a series of young fish surveys in the Portuguese waters (Div. IX). ICES CM 1984/H:26, 6p.
- Borges, M.F. & Gordo, L. S.(1991) Spatial distribution by season and some biological parameters of Horse Mackerel (*Trachurus trachurus* L.) in the portuguese continebtal waters (Division IXa); ICES C.M. 1991/H:54, 16p.
- Breder, C.M. (1951) A note on the spawning behaviour of *Caranx sexfasciatus*. Copeia 1951: 170.
- Buchanan-Wollaston, H.J. (1923) The spawning of the plaice in the southern part of the North Sea. *Fishery Invest., Lond.*, Ser. 2, **5**(2), 36.
- Buckland, S.T., Burnham, K.P. e Augustin, N.H. (1997). Model Selection: An Integral of Inference. *Biometrics*, **53**: 603-618 p.
- Cabral, H.N. & Murta, A.G. (2002) The diet of blue whiting, hake, horse mackerel and mackerel off Portugal. *Journal of Applied Ichthyology*. 18 (1): 14-23 p.
- Cambalik, J., Janowitz, G., e Checkley Jr., D.M. Ms. A model of the vertical distribution of Atlantic menhaden (*Brevoortia tyrannus*) eggs at sea: biological and physical processes as forcing factors.
- Cardador, F.; Silva, A.; Pestana, G.; Martins, M.M.; Borges, M.F.; Azevedo, M.; Murta, ^a; Caramelo, A.M.; Farinha, A.; Afonso, H. E Lopes, P. (1995) Estimation of the abundance and study of the distribution pattern of hake, horse mackerel, monkfish and megrim in Div. Ixa (Portuguese waters). Final Report to the Directorate General for Fisheries (DG XIV) of the Commission of the European Communities. Project N° MA. 1.203. 159 p.
- Checkley Jr, D.M., Ortner, P.B., Settle, L.R. e Cummings, S.R.(1997) A continuous, underway fish egg sampler. *Fish.Oceanogr.* 6:2, 58-73p.
- Chuksin, Y.V.& Nazarov, N.A.(1989) Peculiarities of distribution and behaviour of horse mackerel in the NE Atlantic. ICES. C.M. 1989/H:7, 18p.

- Clarke, T.A., Privitera, L.A. (1995) Reproductive biology of two Hawaiian pelagic carangid fishes, the bigeye scad, *Selar crumenophthalmus*, and the round scad, *Decapturus* (sic) *macarellus*. *Bull. Mar. Sci.* **56**: 33-47p.
- Coombs, S.H., Pipe, R.K. & Mitchell, C.E. (1981) The vertical distribution of eggs and larvae of blue whiting (*Micromesistius poutassou*) and mackerel (*Scomber scombrus*) in the eastern North Atlantic and North Sea. *Rapp. P.-v. Réun. Cons. Int. Explor. Mer*, 178 :188-195p.
- Coombs, S.H ; Fosh, C.A. e Keen, M.A. (1985) The buoyancy and vertical distribution of eggs of sprat (*Sprattus sprattus*) and pilchard (*Sardina pilchardus*). *J. mar. Biol. U.K.* 65 : 461-474p.
- Coombs, S.H., Conway, D.V.P. & Halliday, N.C. (1996) The vertical distribution of eggs and larvae of horse mackerel (*Trachurus trachurus*). *ICES CM 1996/S:48*, 10p.
- Cunha, M.E (1995) Preliminary results on the vertical distribution of horse mackerel eggs. Working document on the 1995 Annual Progress Report.
- Cunha, M.E., Lopes, E. & Santos, A.(1999) Sardine (*Sardina Pilchardus*) daily egg production in ICES division Ixa (LAT 41° 50'N, 36° 00'N) January 1999 - methods and estimation. *Working document*, ICES working group on the assessment of mackerel, horse mackerel, sardine and anchovy.
- Dahl, K. & Kirkegaard, E. (1987) The diet and Consumption of Horse Mackerel (*Trachurus trachurus*) in the Eastern North Sea, August 1986. *ICES CM 1987/H:43*, 23p.
- Delsman, H.C. (1926) Fish eggs and larvae from the Java Sea. *Treubia* 8: 199-211p.
- Dempster, A.P., Laird, N. M. e Eubin, D.B. (1977) Maximum likelihood via the EM algorithm. *J. Royal Stat. Soc. (Série B)*; 39: 1-22p.

- DGPA, (1999). *Recursos da pesca*. Direcção- Geral das Pescas e Aquicultura. Série Estatística. 13 A-B. 168p.
- Eaton, D.R. (1983) Scad in the North-East Atlantic. Lab. Leaflet, MAFF Direct. Fish. Res., Lowestoft (56), 20p.
- Eaton, D.R. (1989) Spawning-stock biomass of scad (*Trachurus trachurus* L.) to the west of the British Isles, as indicated by egg surveys. J. Cons. Int. Explor. Mer, 45 : 231-247p.
- Farris, D.A. (1961) Abundance and distribution of eggs and larvae and survival of larvae of jack mackerel (*Trachurus symmetricus*). Fish. Bull US 61 : 247-279p.
- Ferraro, S.P. (1980) Daily time of spawning of 12 fishes in the Peconic Bays, New York. Fish Bull US 78: 455-464p.
- Gamulin, T. e Hure, T. (1955) Contribution á la Connaissance de l'Ecologie de la Ponte de la Sardine (*Sardina pilchardus*, Walb.) dans l'Adriatique. *Acta Adriatica*, 7: 1-22p.
- Gonçalves, P., Costa, A. e Cunha, M.E. (2003) Horse mackerel (*Trachurus trachurus*, L. 1758) have an determinate or indeterminate fecundity? *Working document*, ICES Working Group on Mackerel and Horse-mackerel Egg Surveys. Lisbon, 31 March to 04 April 2003.
- Gordo, L.S., Costa, A., Abaunza, P., Lucio, P. e Eltink, A.T.G.W. (2005) Determinate versus indeterminate fecundity in horse mackerel. *Working document*, ICES Working Group on Mackerel and Horse-mackerel Egg Surveys. Bergen, 4-8 April 2005.
- Gunderson, D.R. (1993) *Surveys of fisheries resources*. Wiley, New York, 248p.
- Hilborn, R. e Walters, C. (1992) *Quantitative Fisheries Stock Assessment: Choice, Dynamics & Uncertainty*. Chapman and Hall, New York, 570p.
- Hilborn, R. e Mangel, M. (1997) *The Ecological Detective. Confronting Models with data*. Princeton Univ. Press. 315p.

- HOMSIR PROJECT. 2000-2003. A Multidisciplinary Approach Using Genetic Markers and Biological Tags in Horse Mackerel (*Trachurus trachurus*) Stock Structure Analysis – QLK5-Ct999-01438 Final Report. 294p.
- Houde, E.D., Gamble, J.C. e Cowan, J.H. (1994) Drifting mesocosms: the influence of gelatinous zooplankton on mortality of bay anchovy, *Anchoa mitchilli*, eggs and yolk-sac larvae. *ICES Journal Marine Science*, **51**: 383-394p.
- Hollande, A. e Cauchon, J. (1952) Un parasite des oeufs de sardine: *Ichthyodinium chabelardi* nov. Gen. Sp (Péridinien parasite). *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences, Paris* 235, 976-977.
- Hunter J.R., Lo N.C.H. (1993) Ichthyoplankton methods for estimating fish biomass introduction and terminology. *Bulletin of Marine Science*, 53(2): 723-727.
- Hunter J.R., Lo N.C.H. (1997) The Daily Egg Production Method of biomass estimation: some problems and potential improvements. *Oceanografia*, 2: 41-69.
- ICES (1990) Report of the working group on the assessment of the stocks of sardine, horse mackerel and anchovy. *ICES CM 1990/Assess: 24*. 169p.
- ICES (1991) Report of the working group on the assessment of the stocks of sardine, horse mackerel and anchovy. *ICES CM 1991/Assess: 22*. 138p.
- ICES (1994) Report of the mackerel, horse mackerel egg production workshop. *ICES CM 1994/H: 4*. 37p.
- ICES (1996a) Report of the working group on the assessment of the stocks of mackerel, horse mackerel, sardine and anchovy. *ICES CM 1996/Assess: 7*. 340p.
- ICES (1999) Report of the working group on the assessment of mackerel, horse mackerel, sardine and anchovy. *ICES CM 1999/ACFM: 6*. 464p.

- ICES (2003a). Report of the Working Group on the Assessment of Mackerel, Horse Mackerel, Sardine and Anchovy. ICES CM 2003/ACFM:07.
- ICES (2003b) Report of the workshop on Mackerel and Horse mackerel Egg Staging and Identification. ICES CM 2003/G:10.
- ICES (2004) The DEPM Estimation of Spawning-Stock Biomass for Sardine and Anchovy. ICES Cooperative Research Report, Rapport des Recherches Collectives, N° 268. 91p.
- I.N.E.,1994. Estatísticas da Pesca. Inst. Nacional de Estatística, Lisboa, 80p.
- I.N.E.,1995. Estatísticas da Pesca. Inst. Nacional de Estatística, Lisboa, 81p.
- I.N.E.,1997. Estatísticas da Pesca. Inst. Nacional de Estatística, Lisboa, 95p.
- I.N.E.,1998. Estatísticas da Pesca. Inst. Nacional de Estatística, Lisboa, 96p.
- Kimura, D.K. e ChiKuni, S. (1987) Mixtures of empirical distribution: an iterative application of the age-length key. *Biometrics*; **43**: 23-35p.
- Konchina, Yu.V.; Nesin, A.V.; Onishchik, N.A. & Pavlov, Yu.P.(1996) On the Migration and Feeding of the Jack Mackerel *Trachurus symmetricus murphyi* in the Eastern Pacific. *Journal of Ichthyology*, **36** (9): 753-766.
- Kramer, D., Kalin, J., Stevens, E.G., Thraikill, J.R. & Zweifel, J. R. (1972) Collecting and processing data on fish eggs and larvae in the California Current Region. NOAA Technical Report NMFS Circ., 370: 38p.
- Lasker, R. ed. (1985) *An egg production method for estimating spawning biomass of pelagic fish: application to the northern anchovy, Engraulis mordax*. U.S. Dep. Comm., NOAA Tech.Rep. NMFS 36. 99p.
- Lo, N. C. H. (1985) A model for temperature-dependent northern anchovy egg development and an automated procedure for the assignment of age to staged eggs. *In* An Egg Production Method for Estimating Spawning Biomass of Pelagic Fish: Application to the

- Northern Anchovy, *Engraulis mordax*. pp. 43-50. Ed. By R. Lasker. NOAA Technical Report, NMFS 36.
- Lo, N. C. H.(1997) Empirical analyses of the precision of regression estimates of Daily Egg Production and Egg Mortality of pelagic fish for Daily Egg Production Method. *Ozeanografika*, 2: 71-89p.
- Lo, N. C. H.; Hunter, J.R.; Moser, H.G. e Smith, P.E. (1992) The daily fecundity reduction method: a new procedure for estimating adult fish biomass. *Int. Coun. Expl. Sea, J.Mar. Sci.* 49:209-215.
- Lo, N.C.H.; Green Ruiz, Y.A.; Moser, H.G. e Lynn, R.J. (1996) Egg production and spawning biomass of Pacific sardine (*Sardinops sagax*) in 1994, determined by the daily egg production method. *Calif. Coop. Oceanic Fish. Invest. Rep.* **37**: 160-174p.
- Lockwood, S.J. & Johnson, P.O.(1977) Horse Mackerel *Trachurus trachurus*. Lab. Leaflet, MAFF Direct. Fish. Res., Lowestoft (**38**), 17p.
- Lockwood, S.J.; Nichols, J.H. & Dawson, W.A. (1981a.) The estimation of the mackerel (*Scomber scombrus*) spawning stock size by plankton survey. *Journal of Plankton Research* **3**: 217-233p.
- Lockwood, S.J.; Nichols, J.H. & Dawson, W.A. (1981b.) The mackerel (*Scomber scombrus* L.) spawning in the Bay of Biscay, Celtic Sea and West of Ireland. *Rapp.P.-v.Réun.Cons.Int.Explor.Mer*, **178** :171-173p.
- Lopes, M; Murta, A.G. e Cabral, H.N. (em publicação) The diet of snipefish *Macroramphosus spp.* and boarfish *Capros aper* in the Portuguese coast.
- Macer, C.T. (1977) Some aspectsof the Biology of the horse-mackerel (*Trachurus trachurus*

- L.) in waters around Britain. *Journal of Fish Biology*, **10**: 51-62p.
- Manly, B.F.J. (1997) *Randomization, bootstrap and Monte Carlo methods in biology* (2^a ed.). Chapman & Hall. Londres. 399p.
- McBride, R.S.; Stengard, F.J. e Mahmoudi, B. (2002) Maturation and diel reproductive periodicity of round scad (Carangidae: *Decapterus punctatus*). *Marine Biology* **140**: 713-722p.
- Meneses, I.; Vendrell, C. e Stratoudakis, Y. (2003) Mackerel (*Scomber scombrus*) eggs parasitized by *Ichthyodinium chabelardi* in the north-east Atlantic: an overlooked source of mortality. *Journal of plankton research* **25**(9):1177-1181p.
- Motos, L. (1993) Diel periodicity of the occurrence of early egg stages of horse mackerel. *Working document. In Report of the Mackerel/Horse mackerel Egg Production Workshop. Aberdeen, 8-12 March 1993. ICES CM 1993/H:4*, 68p.
- Murta, A.J.C.G (1992) Ecologia alimentar da Sarda, *Scomber scombrus* (Linnaeus, 1758) e do Carapau, *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758) na Costa Portuguesa. Relatório de Estágio. Faculd. Ciências da Univ. de Lisboa. 129p.
- Murta, A.J.C.G (2003) *Estrutura Populacional do Carapau Trachurus trachurus (L., 1758) na Costa Portuguesa*. Tese de Doutoramento. Faculdade de Ciências, Univ. de Lisboa, Lisboa, 211p.
- Nelder, J.A.e Meade, R. (1965) A simplex method for function minimization. "Computer J."; **7**: 308-313p.
- Nelles, O. (2001) *Nonlinear System Identification*. Springer. 785p.
- Olivar, M.P. 1990. Spatial patterns of ichthyoplankton distribution in relation to hydrographic features in the northern Benguela region. *Mar. Biol.* **106**, 9-48p.

- Overko, S.M. & Barkova, N.A. (1973) The peculiarities in Distribution and Biology of Horse Mackerel, *Trachurus trecae* cad., from the Northwest African Coast. ICES CM 1973/J:7, 7p.
- Parker, K. 1980. A direct method for estimating northern anchovy, *Engraulis mordax*, spawning biomass. Fish. Bull., U.S., 78(2):541-544.
- Pipe, R. K., Walker, P., 1987. The effect of temperature on development and hatching of scad, *Trachurus trachurus* L., eggs. *J. Fish Biol.*, **31**: 675-682.
- Picquelle, S. e Stauffer, G. (1985) Parameter Estimation for an Egg Production Method of Northern Anchovy Biomass Assessment. In An Egg Production Method for Estimating Spawning Biomass of Pelagic Fish: Application to the Northern Anchovy, *Engraulis mordax*. pp. 43-50. Ed. By R. Lasker. NOAA Technical Report, NMFS 36.
- Polonsky, A.S. (1965) The horse mackerel of the Eastern Atlantic and its fishery. *Rybnoe Khozyaistvo*. 41(6), 8-10 and (7), 13-15, n° N.S.85, transl. By Fish. Lab., Lowestoft.
- Priede, I.G. (ed.) (1994) Spawning biology, distribution and abundance of mackerel, *Scomber scombrus*, and horse mackerel, *Trachurus trachurus*, in the north east Atlantic. Final Report to the Directorate General for Fisheries (DG XIV) of the Commission of the European Communities. Project MA2 436.
- Priede, I.G. & Walsh, M. (1991) Estimation of biomass of Atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) using the Annual and Daily Egg Production Methods. *ICES CM* 1991/H :42
- Robertson, D.R. (1991) The role of adult biology in the timing of spawning of tropical reef fishes: In: Sale P.F. (ed) The ecology of fishes on coral reefs. Academic Press, San Diego, Calif., 356-386p.
- Russell, F.S. (1976) The eggs and planktonic stages of British marine fishes. Academic Press Inc. (London) Ltd., 524p.

- Sanches, J.G. (1992) Guia para identificação do pescado de Portugal submetido a tamanho mínimo de captura. Publicações avulsas do INIP, 18, 272p.
- Saville, A.(1964) Estimation of the abundance of a fish stock from egg and larval surveys. *Rapp.Réun., Cons. Int.Explor. Mer* 155:164-173.
- Solá, A., Lago de Lanzos, A., Franco, C. 1994. Seasonal occurrence of mackerel and horse mackerel eggs and larvae in the Cantabrian Sea (VIIIc) and Galicia (IXa) from 1990 to 1992.
- Simpson, A. C. (1959) The spawning of the plaice (*Pleuronectes platessa*) in the North Sea. *Fishery Invest., Lond., Ser. 2*, 22(7): 111p.
- Smith, P. & Richardson, S.L.(1977) Standard techniques for pelagic fish eggs and larvae surveys. *FAO Fisheries Technical Paper*, 175, 100 p.
- Smith-Vaniz, W.F. (1986) Carangidae. *In: Fishes of the North-Eastern Atlantic and the Mediterranean*. P.J.P., Whitehead, M.L. Bauchot, J.C. Hureau, J. Nielsen & E. Tortonense (eds.) **Vol. II** Unesco. Paris.
- Stratoudakis, Y., Bernal, M. e Uriarte, A. (2004) The DEPM Estimation of Spawning Stock Biomass for Sardine and Anchovy. *ICES Cooperative Research Report* 268: 93p.
- Sundby, S. (1983) A one-dimensional model for the vertical distribution of pelagic fish eggs in the mixed layer. *Deep Sea Res.* 30(6A), 645-661p.
- Sundby, S. (1991) Factors affecting the vertical distribution of eggs. *ICES mar. Sci. Symp.*192: 33-38p.
- Vendrell, C., Farinha, A. & Cunha, E. (2002) Horse mackerel egg staging for Daily Egg Production Method. *Working document*, ICES working group on the assessment of Mackerel, Horse-mackerel, sardine and anchovy. Copenhagen, 10-19 September 2002.
- Walford, L.A. (1937) Marine game fishes of the Pacific Coast from Alaska to the Equator.

University of California Press, Berkeley.

Westernhagen, H. von (1974) Observations on the natural spawning of *Alectis indicus* (Ruppell) and *Caranx ignobilis* (Forsk.) (Carangidae). *J. Fish Biol.* **6**: 513-516p.

Westgard, T. (1989) Two models of the vertical distribution of pelagic fish eggs in the turbulet upper layer of the ocean. *Rapp. P. -v. Réun. Const. int. Explor. Mer.* 191: 195-200.

Whitehead, P.J.P., Bauchot, M.-L., Hureau, J.-C., Nielsen, J. e Tortonese, E. (1986) Fishes of the North-eastern Atlantic and the Mediterranean. Unesco. Paris. 1473p.

Anexos

1. Importação dos dados da incubação:

```
incub.exp <- read.csv("incubationHOM.csv"),-17]
names(incub.exp) <- c("tanque","amostra","idade.h","hora.frac.dia",
"temp.C","est1","est2","est3","est4","est5","est6","est7","est8","est9","est10","est11")
for(i in names(incub.exp)[6:16]) incub.exp[,i] <- replace(incub.exp[,i], is.na(incub.exp[,i]),0)
```

```
round(tapply(incub.exp$temp.C, list(incub.exp$tanque), FUN=mean, na.rm=T))
```

```
##      1      2      3      4      5      6
```

```
## 15.95667 14.89375 12.52826 10.60667 17.36667 19.02667
```

```
all.tank <- data.frame(tanque=rep(incub.exp$tanque, 11), idade.h=rep(incub.exp$idade.h, 11),
                      estadio=rep(c("est1", "est2", "est3", "est4",
"est5", "est6", "est7", "est8", "est9",
"est10", "est11"), rep(nrow(incub.exp), 11)),
                      num.ovos=c(as.matrix(incub.exp[, 6:16])))
```

```
all.tank.mat <- tapply(all.tank$num.ovos, list(all.tank$idade.h,
all.tank$estadio,
all.tank$tanque),
FUN=sum, na.rm=T)
```

```
all.tank.mat[is.na(all.tank.mat)] <- 0
```

```
tank1 <- all.tank.mat[,c(1,4:11,2,3),1]
```

```
tank2 <- all.tank.mat[,c(1,4:11,2,3),2]
```

```
tank3 <- all.tank.mat[,c(1,4:11,2,3),3]
```

```
tank4 <- all.tank.mat[,c(1,4:11,2,3),4]
```

```
tank5 <- all.tank.mat[,c(1,4:11,2,3),5]
```

```
tank6 <- all.tank.mat[,c(1,4:11,2,3),6]
```

```
tank1 <- sweep(tank1, 1, apply(tank1, 1, sum), FUN="/")
```

```
tank2 <- sweep(tank2, 1, apply(tank2, 1, sum), FUN="/")
```

```
tank3 <- sweep(tank3, 1, apply(tank3, 1, sum), FUN="/")
```

```
tank4 <- sweep(tank4, 1, apply(tank4, 1, sum), FUN="/")
```

```
tank5 <- sweep(tank5, 1, apply(tank5, 1, sum), FUN="/")
```

```
tank6 <- sweep(tank6, 1, apply(tank6, 1, sum), FUN="/")
```

```
tank1[is.na(tank1)] <- 0
```

```
tank2[is.na(tank2)] <- 0
```

```
tank3[is.na(tank3)] <- 0
```

```
tank4[is.na(tank4)] <- 0
```

```
tank5[is.na(tank5)] <- 0
```

```
tank6[is.na(tank6)] <- 0
```

2. Correspondência entre a temperatura a 20m e o tanque da experiência de incubação a usar.

```
corresp.tank.temp <- data.frame(temp=c(10,11,12,13,14,15,16,17,18,19),
                                tank=c("tank4","tank4","tank3","tank3",
                                         "tank2","tank1","tank1","tank5","tank5","tank6"))
corresp.tank.temp$tank <- as.character(corresp.tank.temp$tank)
```

3. Importação dos dados de amostragem

```
egg.data <- read.csv("eggs.m2.csv")
egg.data <- egg.data[!is.na(egg.data$I),]
egg.data$est.ano <- paste(egg.data$est, egg.data$ano, sep=".")
egg.data$temp.20m[(!is.na(egg.data$temp.20m)) & egg.data$temp.20m > 100] <-
egg.data$temp.20m[(!is.na(egg.data$temp.20m)) & egg.data$temp.20m > 100]/10000
```

```
tapply(egg.data$temp.20m, list(egg.data$ano),FUN=mean, na.rm=T )
## 1998 1999 2001 2002 2004
##15.95616 NaN 15.66049 15.68554 14.97559
```

```
egg.data$temp.20m[is.na(egg.data$temp.20m)] <- 15.7
egg.data$temp.20m <- round(egg.data$temp.20m)
```

```
hour.data <- read.csv("hora_arrasto.csv")
hour.data <- na.omit(hour.data)
hour.data$time <- hour.data$timeh + hour.data$timem/60
hour.data$year[hour.data$year < 500] <- hour.data$year[hour.data$year
< 500] + 1900
hour.data$est.ano <- paste(hour.data$haul, hour.data$year, sep=".")
egg.data$hora <- hour.data$time[match(egg.data$est.ano, hour.data$est.ano)]
```

```
names(egg.data)
## [1] "est"      "dia"      "mes"      "ano"      "Long"
## [6] "Lat"      "prof.arrast" "prof.fundo" "temp.20m" "rectangICES"
## [11] "I"        "II"       "III"      "IV"       "V"
## [16] "VI"       "VII"      "VIII"     "IX"       "X"
## [21] "XI"       "est.ano"  "hora"
```

4. Boxplots com o numero de ovos por estação para cada cruzeiro

```
##library(lattice)
## png("boxplots_numovos.png")
## numovos.total <- apply(egg.data[,11:21],1,sum, na.rm=TRUE)
## bwplot(as.character(egg.data$ano[numovos.total > 0]) ~ numovos.total[numovos.total > 0],
xlab="Ovos/m2 (zeros não incluídos)", ylab="Ano")
## dev.off()
```

5. DISTRIBUIÇÃO DOS ESTADOS I PELAS HORAS DO DIA.

em percentagem do total de cada cruzeiro:

```
dist.estadoI.horas <- tapply(egg.data$I, list(egg.data$ano, round(egg.data$hora)), FUN=sum,
na.rm=T)
```

```
round(100 * sweep(dist.estadoI.horas, 1,
                  apply(dist.estadoI.horas, 1, sum, "/"))[-c(1,3),]
```

```
##    0 1 2 3 4 5 6 7 8 9 10 11 12 13 14 15 16 17 18 19 20 21 22 23 24
## 1999 0 8 0 0 0 35 0 0 0 0 0 0 4 0 0 12 0 4 4 0 0 8 4 23
## 2002 0 0 0 0 0 17 17 17 0 0 0 0 0 0 17 0 17 0 0 0 17 0 0 0 0
## 2004 0 18 0 0 0 0 0 0 0 0 0 9 20 0 0 0 22 0 2 0 0 0 0 29 0
```

6. Aplicação do método de Kimura e Chikuni aos estádios de desenvolvimento dos ovos, a partir de uma experiência de incubação:

"inv.mat" é a matriz resultante da incubação, com estádios em linhas e idades em colunas; e em cada célula com a proporção de cada estádio em cada idade. "estadios" é o vector com o número de ovos em cada estádio.

```
KC.func <- function(estadios, inv.mat){
```

```
## número de estádios (11):
n.estadios <- nrow(inv.mat)
```

```
## número de idades:
n.ages <- ncol(inv.mat)
```

```
## matriz com um vector 'estadios' em cada coluna e com tantas
## colunas como o número de idades:
mat.estadios <- matrix(as.numeric(estadios), n.estadios, n.ages)
```

```
## número total de ovos:
tot.eggs <- sum(estadios)
```

```
## matriz com a proporção de cada idade na população (estádios x idades):
```

```
prop.ages <- t(matrix(rep(1/n.ages, n.ages), n.ages, n.estadios))
```

```
control <- 10
```

```
iter <- 1                ## contador de iterações
```

```
while(control >= 0.01){    ## critério de convergência
```

```
## guarda a matriz com proporções de idades com outro nome para posterior comparação:
prop.ages.old <- prop.ages
```

```

## cria a matriz de probabilidades conjuntas de um ovo estar num
## estádio e idade (estádios x idades):
denom <- apply(inv.mat * prop.ages,1,sum)

## retira os zeros para a divisão:
denom[denom==0] <- 1

## cria a matriz de probabilidades condicionadas de um ovo estar
## numa determinada idade, dado estar num certo estádio (estádios x idades):
mat <- sweep(inv.mat * prop.ages, 1, denom, FUN="/")

## distribui o número de ovos em cada estádio pelas várias idades:
mat.eggs <- mat.estádios * mat

## recalcula a matriz com a proporção de idades na população:
prop.ages <- t(matrix(apply(mat.eggs, 2, sum)/sum(mat.eggs),n.ages,n.estádios))

## recalcula o controlo para o critério de convergência:
control <- sum(abs(prop.ages - prop.ages.old))

## aumenta o contador de iterações:
iter <- iter+1
}

return(as.numeric((prop.ages * tot.eggs)[1,]))
}

```

6 a) Aplica a função "KC.func" sequencialmente à matriz de dados:

```

aplica.KC.func <- function(){

result <- c()
ref <- c()
numlinhas <- nrow(egg.data)

for(i in (1:numlinhas)){

print(paste(i,"",numlinhas, sep=""))
vec.estádios <- egg.data[i,11:21]
incub.mat <- eval(as.name(corresp.tank.temp$tank[corresp.tank.temp$temp
== egg.data$temp.20m[i]]))
names.idades <- rownames(incub.mat)
incub.mat <- t(incub.mat)
ref <- c(ref,as.character(egg.data$est.ano[i]))
if(sum(vec.estádios)>0){
vec.idades <- KC.func( estádios = vec.estádios, inv.mat = incub.mat)
} else {

```

```

    vec.idades <- rep(0,length(names.idades))
  }
  result <- rbind(result, vec.idades)
}
row.names(result) <- NULL
result <- as.data.frame(result)
colnames(result) <- paste(names.idades,"h",sep="")
result$est.ano <- ref

return(result)

}

```

```

aged.eggs <- aplica.KC.func()
write.table(aged.eggs, file="aged_eggs.csv", sep=",", row.names=F, col.names=T)

```

7. Análise da matriz de ovos por idades

```

num.ovos <- read.csv("aged_eggs.csv")
est.ano <- num.ovos$est.ano
est.ano <- unlist(strsplit(as.character(est.ano),"\\"))
num.ovos$est <-
  est.ano[seq(1, length(est.ano),2)]
num.ovos$ano <- est.ano[seq(2, length(est.ano),2)]
num.ovos$hora <- hour.data$time[match(num.ovos$est.ano, hour.data$est.ano)]
summary(num.ovos)

```

7 a) verifica a distribuição das estações de amostragem por horas do dia.

```

num.ovos.reduc <- num.ovos[,1:76]
num.ovos.reduc <- num.ovos.reduc[,apply(num.ovos.reduc,2,max) > 0]
num.ovos <- cbind(num.ovos.reduc, num.ovos[,77:80])
rm(num.ovos.reduc)

```

```

names(num.ovos)
## [1] "X0h"  "X1h"  "X2h"  "X3h"  "X4h"  "X5h"  "X6h"
## [8] "X7h"  "X8h"  "X9h"  "X10h" "X11h" "X12h" "X13h"
##[15] "X14h" "X15h" "X16h" "X17h" "X18h" "X19h" "X20.5h"
##[22] "X22.5h" "X24.5h" "X26.5h" "X28.5h" "X30.5h" "X32.5h" "X34.5h"
##[29] "X36.5h" "X38.5h" "X41h"  "X42.5h" "X44.5h" "X46.5h" "X48.5h"
##[36] "X50.5h" "X52.5h" "X54.5h" "X56.5h" "X58.5h" "X60.5h" "X62.5h"
##[43] "X64.5h" "X66.5h" "X68.5h" "X70.5h" "X72.5h" "est.ano" "est"
##[50] "ano"   "hora"

```

```

ages <- c(0,1,2,3,4,5,6,7, 8, 9,10,11,12,13,14,15, 16,17,18,19,20.5,

```



```

22.5, 24.5, 26.5, 28.5, 30.5, 32.5, 34.5,
36.5, 38.5, 41,42.5, 44.5, 46.5, 48.5,
50.5, 52.5, 54.5, 56.5, 58.5, 60.5, 62.5,
64.5, 66.5, 68.5, 70.5, 72.5)
dados.finais <- data.frame(idade = rep(ages,rep(nrow(num.ovos),length(ages))),
ano = as.character(rep(est.ano[seq(2,
length(est.ano), 2)], length(ages))),
est = as.character(rep(est.ano[seq(1,
length(est.ano), 2)], length(ages))), num.ovos =
c(as.matrix(num.ovos[,1:47])))

dados.finais$est.ano <- paste(dados.finais$est, dados.finais$ano, sep=".")
dados.finais$hora <- hour.data$time[match(dados.finais$est.ano, hour.data$est.ano)]
dados.finais$tempo.postura <- dados.finais$hora - 24 *
(dados.finais$idade/24 - trunc(dados.finais$idade/24))
dados.finais$tempo.postura[dados.finais$tempo.postura < 0] <- 24 +
dados.finais$tempo.postura[dados.finais$tempo.postura < 0]
dados.finais$idade.dias <- dados.finais$idade/24
dados.finais$num.ovos <- round(dados.finais$num.ovos)

names(dados.finais)
##[1] "idade"      "ano"      "est"      "num.ovos"
##[5] "est.ano"    "hora"     "tempo.postura" "idade.dias"

summary(dados.finais)

dist.idades.ovos <- tapply(dados.finais$num.ovos, list(round(dados.finais$idade.dias,1),
dados.finais$ano), sum, na.rm=TRUE)
png("dist_idades_ovos.png")
par(mfrow=c(2,3))
barplot(dist.idades.ovos[,1], main="1998", xlab="Idade (dias)", ylab="Número de ovos")
barplot(dist.idades.ovos[,2], main="1999", xlab="Idade (dias)", ylab="Número de ovos")
barplot(dist.idades.ovos[,3], main="2001", xlab="Idade (dias)", ylab="Número de ovos")
barplot(dist.idades.ovos[,4], main="2002", xlab="Idade (dias)", ylab="Número de ovos")
barplot(dist.idades.ovos[,5], main="2004", xlab="Idade (dias)", ylab="Número de ovos")
# barplot(apply(dist.idades.ovos,1,sum, na.rm=TRUE), main="Todos os anos", xlab="Idade
(dias)", ylab="Número de ovos")
dev.off()
## dist.idades.horas <- tapply(dados.finais$num.ovos, list(round(dados.finais$hora),
round(dados.finais$idade.dias,1), dados.finais$ano), sum, na.rm=TRUE)

```

8. Estimação da curva de mortalidade e da produção de ovos.

```

numero de estações em cada cruzeiro:
tapply(dados.finais$est, list(dados.finais$ano), FUN=function(x){length(unique(x))})
##1998 1999 2001 2002 2004
## 71 417 103 484 118

```

```

número de ovos em cada estação e cruzeiro
num.ovos.est.ano <- tapply(dados.finais$num.ovos, list(dados.finais$est,dados.finais$ano),
FUN=sum)

```

```

média de ovos em cada estação, dado terem ocorrido ovos (excluem-se as estações sem ovos)
apply(num.ovos.est.ano, 2, function(x){return(mean(x[x>0],na.rm=TRUE))})
## 1998 1999 2001 2002 2004
##10.52941 74.76531 44.33333 51.69231 56.91892

```

```

percentagem das estações de cada cruzeiro que tinha 1 ou mais ovos
apply(num.ovos.est.ano,2,function(x){length(na.omit(x[x>0]))/length(na.omit(x))})
## 1998 1999 2001 2002 2004
##0.29577465 0.23501199 0.05825243 0.18801653 0.30508475

```

```

média do número de ovos em cada estação (incluindo todas as estações)
apply(num.ovos.est.ano, 2, function(x){return(mean(x[x>0],na.rm=TRUE))}) *
apply(num.ovos.est.ano,2,function(x){length(na.omit(x[x>0]))/length(na.omit(x))})
## 1998 1999 2001 2002 2004
## 2.521127 17.570743 2.582524 9.719008 17.847458

```

regressão não-linear para estimação da mortalidade e produção de ovos

```

dados.1998 <- dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$ano==1998, c(4,8)]
dados.1999 <- dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$ano==1999, c(4,8)]
dados.2001 <- dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$ano==2001, c(4,8)]
dados.2002 <- dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$ano==2002, c(4,8)]
dados.2004 <- dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$ano==2004, c(4,8)]

```

```

png("plot_curvas_mort.png")
par(mfrow=c(2,3))
plot(jitter(dados.1998$idade.dias), jitter(dados.1998$num.ovos), main="1998", xlab="Idade
(dias)", ylab="Número de ovos/m²")
plot(jitter(dados.1999$idade.dias), jitter(dados.1999$num.ovos), main="1999", xlab="Idade
(dias)", ylab="Número de ovos/m²")
plot(jitter(dados.2001$idade.dias), jitter(dados.2001$num.ovos), main="2001", xlab="Idade
(dias)", ylab="Número de ovos/m²")
plot(jitter(dados.2002$idade.dias), jitter(dados.2002$num.ovos), main="2002", xlab="Idade
(dias)", ylab="Número de ovos/m²")
plot(jitter(dados.2004$idade.dias), jitter(dados.2004$num.ovos), main="2004", xlab="Idade
(dias)", ylab="Número de ovos/m²")
#plot(jitter(dados.finais[dados.finais$num.ovos>0,"idade.dias"]),jitter(dados.finais[dados.finais
$num.ovos>0,"num.ovos"]), main="Todos os anos", xlab="Idade (dias)", ylab="Número de
ovos/m²")
dev.off()

```

Aqui seleccionam-se apenas os ovos com mais de 0.5 dia por causa da baixa abundância dos ovos mais novos, que faz com que não exista uma curva de mortalidade bem definida, provavelmente por causa de fenómenos de concentração/diluição.

```

dados.1998 <- dados.1998[dados.1998$idade.dias>0.5,]
dados.1999 <- dados.1999[dados.1999$idade.dias>0.5,]
dados.2001 <- dados.2001[dados.2001$idade.dias>0.5,]
dados.2002 <- dados.2002[dados.2002$idade.dias>0.5,]
dados.2004 <- dados.2004[dados.2004$idade.dias>0.5,]

mort.func <- function(pars, x){
  production <- pars[1]
  mortality <- pars[2]
  sumsq <- sum((x[,1] - production * exp(-mortality * x[,2]))^2)
  return(sumsq)
}

param.prod <- seq(0,20, 0.5)
param.mort <- seq(0, 1, 0.1)
all.values <- expand.grid(Prod=param.prod, Mort=param.mort)

ssq.vect.all <- c()
ssq.vect.1998 <- c()
ssq.vect.1999 <- c()
ssq.vect.2001 <- c()
ssq.vect.2002 <- c()
ssq.vect.2004 <- c()

for(i in 1:nrow(all.values)){
  ssq.vect.all <- c(ssq.vect.all,
mort.func(pars=all.values[i,],x=dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 &
dados.finais$idade.dias >= 0.5,c("idade.dias", "num.ovos"))))
  ssq.vect.1998 <- c(ssq.vect.1998, mort.func(pars=all.values[i,],x=dados.1998))
  ssq.vect.2001 <- c(ssq.vect.2001, mort.func(pars=all.values[i,],x=dados.2001))
  ssq.vect.1999 <- c(ssq.vect.1999, mort.func(pars=all.values[i,],x=dados.1999))
  ssq.vect.2002 <- c(ssq.vect.2002, mort.func(pars=all.values[i,],x=dados.2002))
  ssq.vect.2004 <- c(ssq.vect.2004, mort.func(pars=all.values[i,],x=dados.2004))
  print(paste(i,"/",nrow(all.values)))
}

surf.all <- cbind(all.values, ssq.vect.all)
surf1998 <- cbind(all.values, ssq.vect.1998)
surf1999 <- cbind(all.values, ssq.vect.1999)
surf2001 <- cbind(all.values, ssq.vect.2001)
surf2002 <- cbind(all.values, ssq.vect.2002)
surf2004 <- cbind(all.values, ssq.vect.2004)

8 a) Gráficos com as superfícies das somas de quadrados:
png("ssq_surf.png")
par(mfrow=c(2,3))
contour(param.prod, param.mort, tapply(surf1998$ssq.vect.1998, list(surf1998$Prod,
surf1998$Mort), sum), main="1998", xlab="Produção diária (ovos/m²)", ylab="Taxa de
mortalidade", levels=c(0,.1,.2,.4,1,2,4,8,20,40,80,200,400))

```

```

contour(param.prod, param.mort, tapply(surf1999$ssq.vect.1999, list(surf1999$Prod,
surf1999$Mort), sum), main="1999", xlab="Produção diária (ovos/m²)", ylab="Taxa de
mortalidade", levels=c(0,.1,.2,.4,1,2,4,8,20,40,80,200,400))
contour(param.prod, param.mort, tapply(surf2001$ssq.vect.2001, list(surf2001$Prod,
surf2001$Mort), sum), main="2001", xlab="Produção diária (ovos/m²)", ylab="Taxa de
mortalidade", levels=c(0,.1,.2,.4,1,2,4,8,20,40,80,200,400))
contour(param.prod, param.mort, tapply(surf2002$ssq.vect.2002, list(surf2002$Prod,
surf2002$Mort), sum), main="2002", xlab="Produção diária (ovos/m²)", ylab="Taxa de
mortalidade", levels=c(0,.1,.2,.4,1,2,4,8,20,40,80,200,400))
contour(param.prod, param.mort, tapply(surf2004$ssq.vect.2004, list(surf2004$Prod,
surf2004$Mort), sum), main="2004", xlab="Produção diária (ovos/m²)", ylab="Taxa de
mortalidade", levels=c(0,.1,.2,.4,1,2,4,8,20,40,80,200,400))
#contour(param.prod, param.mort, tapply(surf.all$ssq.vect.all, list(surf.all$Prod,
surf.all$Mort), sum), main="Todos os anos", xlab="Produção diária (ovos/m²)", ylab="Taxa
de mortalidade", levels=c(0,.1,.2,.4,1,2,4,8,20,40,80,200,400))
dev.off()

```

8 b) Cálculo dos parâmetros com base numa regressão não-linear:

```

## 1998:
result.1998 <- nls(formula= num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias), data =
dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$idade.dias>0.5 & dados.finais$ano ==
1998,], start=c(production=5.34, mortality=0))
## Nonlinear regression model
## model: num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias)
## data: dados.finais[dados.finais$num.ovos > 0 & dados.finais$idade.dias > 0.5 &
dados.finais$ano == 1998, ]
## production mortality
## 1.5620423 -0.6697738
## residual sum-of-squares: 2470.329

## 1999:
result.1999 <- nls(formula= num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias), data =
dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$idade.dias>0.5 & dados.finais$ano ==
1999,], start=c(production=5.34, mortality=0))
## Nonlinear regression model
## model: num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias)
## data: dados.finais[dados.finais$num.ovos > 0 & dados.finais$idade.dias > 0.5 &
dados.finais$ano == 1999, ]
## production mortality
## 22.9128617 0.2170673
## residual sum-of-squares: 166016.8

## 2001:
result.2001 <- nls(formula= num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias), data =
dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$idade.dias>0.5 & dados.finais$ano ==
2001,], start=c(production=5.34, mortality=0))
## Nonlinear regression model
## model: num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias)

```

```

## data: dados.finais[dados.finais$num.ovos > 0 & dados.finais$idade.dias > 0.5 &
dados.finais$ano == 2001, ]
## production mortality
## 1.0781717 -0.9349463
## residual sum-of-squares: 1051.190

## 2002:
result.2002 <- nls(formula= num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias), data =
dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$idade.dias>0.5 & dados.finais$ano ==
2002,], start=c(production=5.34, mortality=0))
## Nonlinear regression model
## model: num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias)
## data: dados.finais[dados.finais$num.ovos > 0 & dados.finais$idade.dias > 0.5 &
dados.finais$ano == 2002, ]
## production mortality
## 37.8347782 0.6099794
## residual sum-of-squares: 184843.4

## 2004:
result.2004 <- nls(formula= num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias), data =
dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$idade.dias>0.5 & dados.finais$ano ==
2004,], start=c(production=5.34, mortality=0))
## Nonlinear regression model
## model: num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias)
## data: dados.finais[dados.finais$num.ovos > 0 & dados.finais$idade.dias > 0.5 &
dados.finais$ano == 2004, ]
## production mortality
## 7.707270 0.304564
## residual sum-of-squares: 71173.06

## BONGO:
result.bongo <- nls(formula= num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias), data =
dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$idade.dias>0.5 & dados.finais$ano %in%
c(1998, 2001, 2004),], start=c(production=5.34, mortality=0))
## Nonlinear regression model
## model: num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias)
## data: dados.finais[dados.finais$num.ovos > 0 & dados.finais$idade.dias > 0.5 &
dados.finais$ano %in% c(1998, 2001, 2004), ]
## production mortality
## 5.7528715 0.1045703
## residual sum-of-squares: 75289.49

## CALVET
result.calvet <- nls(formula= num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias), data =
dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$idade.dias>0.5 & dados.finais$ano %in%
c(1999, 2002),], start=c(production=5.34, mortality=0))
## Nonlinear regression model
## model: num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias)
## data: dados.finais[dados.finais$num.ovos > 0 & dados.finais$idade.dias > 0.5 &

```

```

dados.finais$ano %in% c(1999, 2002), ]
## production mortality
## 27.1335058 0.3506794
## residual sum-of-squares: 352192.3

## ALL CRUISES
result.all <- nls(formula= num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias), data =
dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$idade.dias>0.5,],
start=c(production=5.34, mortality=0))
## Nonlinear regression model
## model: num.ovos ~ production * exp(-mortality * idade.dias)
## data: dados.finais[dados.finais$num.ovos > 0 & dados.finais$idade.dias > 0.5, ]
## production mortality
## 17.1424294 0.2412677
## residual sum-of-squares: 455002

png("curva_mort_total.png")
par(mfrow=c(1,2), cex.main=2)
plot(jitter(dados.finais$idade.dias[dados.finais$ano %in% c(1998,2001,2004)]),
jitter(dados.finais$num.ovos[dados.finais$ano %in% c(1998,2001,2004)]), ylab="Número de
ovos", xlab="Idade (dias)", main="Rede Bongo")
lines(seq(0,3,0.2), 6.7 * exp(-0.1*seq(0,3,0.2)))
plot(jitter(dados.finais$idade.dias[dados.finais$ano %in% c(1999,2002)]),
jitter(dados.finais$num.ovos[dados.finais$ano %in% c(1999,2002)]), ylab="Número de ovos",
xlab="Idade (dias)", main="Rede CalVET")
lines(seq(0,3,0.2), 13.8 * exp(-0.35*seq(0,3,0.2)))
dev.off()

```

Devido à grande dificuldade em estimar quer a mortalidade quer a produção para cada ano, decidiu-se assumir que a mortalidade é constante para todos os anos e que apenas a produção varia de ano para ano. Assim ficamos apenas com um parâmetro a estimar.

```

mort.func2 <- function(pars, x){
  production <- pars
  mortality <- 0.1 # veio da regressão com a Bongo.
  sumsq <- sum((x[,1] - production * exp(-mortality * x[,2]))^2)
  return(sumsq)
}

```

```

mort.func3 <- function(pars, x){
  production <- pars
  mortality <- 0.35 # veio da regressão com a CalVET.
  sumsq <- sum((x[,1] - production * exp(-mortality * x[,2]))^2)
  return(sumsq)
}

```

```

param.prod2 <- seq(0,30, 1)

```

```

ssq.vect.all <- c()
ssq.vect.1998 <- c()
ssq.vect.1999 <- c()
ssq.vect.2001 <- c()
ssq.vect.2002 <- c()
ssq.vect.2004 <- c()

for(i in 1:length(param.prod2)){
# ssq.vect.all <- c(ssq.vect.all, mort.func2(pars=param.prod2[i],
x=dados.finais[dados.finais$num.ovos>0 & dados.finais$idade.dias >= 0.5,c("idade.dias",
"num.ovos"))))
ssq.vect.1998 <- c(ssq.vect.1998, mort.func2(pars=param.prod2[i],x=dados.1998))
ssq.vect.1999 <- c(ssq.vect.1999, mort.func3(pars=param.prod2[i],x=dados.1999))
ssq.vect.2001 <- c(ssq.vect.2001, mort.func2(pars=param.prod2[i],x=dados.2001))
ssq.vect.2002 <- c(ssq.vect.2002, mort.func3(pars=param.prod2[i],x=dados.2002))
ssq.vect.2004 <- c(ssq.vect.2004, mort.func2(pars=param.prod2[i],x=dados.2004))
print(paste(i,"/",length(param.prod2)))
}

## Gráficos com as curvas das somas de quadrados:
png("ssq_lines.png")
par(mfrow=c(2,3))
plot(param.prod2, ssq.vect.1998, main="1998", xlab="Produção diária de ovos", ylab="Soma
de quadrados dos resíduos")
plot(param.prod2, ssq.vect.1999, main="1999", xlab="Produção diária de ovos", ylab="Soma
de quadrados dos resíduos")
plot(param.prod2, ssq.vect.2001, main="2001", xlab="Produção diária de ovos", ylab="Soma
de quadrados dos resíduos")
plot(param.prod2, ssq.vect.2002, main="2002", xlab="Produção diária de ovos", ylab="Soma
de quadrados dos resíduos")
plot(param.prod2, ssq.vect.2004, main="2004", xlab="Produção diária de ovos", ylab="Soma
de quadrados dos resíduos")
#plot(param.prod2, ssq.vect.all, main="Todos os anos", xlab="Produção diária de ovos",
ylab="Soma de quadrados dos resíduos")
dev.off()

nlm1998 <- optimize(mort.func2, interval=c(0,25), x=dados.1998)
nlm1999 <- optimize(mort.func3, interval=c(0,25), x=dados.1999)
nlm2001 <- optimize(mort.func2, interval=c(0,25), x=dados.2001)
nlm2002 <- optimize(mort.func3, interval=c(0,25), x=dados.2002)
nlm2004 <- optimize(mort.func2, interval=c(0,25), x=dados.2004)

```

Obtenção da estimativa assintótica da variância pela matriz hessiana.

```

nlm1998 <- nlm(p = nlm1998$minimum, f=mort.func2, x=dados.1998, hessian=TRUE,
gradtol=1e-10,septol=1e-10)
nlm1999 <- nlm(p = nlm1999$minimum,f=mort.func3, x=dados.1999, hessian=TRUE,
gradtol=1e-10,septol=1e-10)

```

```
nlm2001 <- nlm(p = nlm2001$minimum,f=mort.func2, x=dados.2001, hessian=TRUE,
gradtol=1e-10,septol=1e-10)
nlm2002 <- nlm(p = nlm2002$minimum,f=mort.func3, x=dados.2002, hessian=TRUE,
gradtol=1e-10,septol=1e-10)
nlm2004 <- nlm(p = nlm2004$minimum,f=mort.func2, x=dados.2004, hessian=TRUE,
gradtol=1e-10,septol=1e-10)
```

10. Verificação da qualidade dos ajustamento do modelo pela análise de resíduos

```
calc.resid1 <- function(pars, x){
  production <- pars
  mortality <- 0.1# veio da regressão com a Bongo.
  resid <- (x[,1] - production * exp(-mortality * x[,2]))
  return(resid)
}
```

```
calc.resid2 <- function(pars, x){
  production <- pars
  mortality <- 0.35# veio da regressão com a CalVET.
  resid <- (x[,1] - production * exp(-mortality * x[,2]))
  return(resid)
}
```

```
resid.1998 <- calc.resid1(pars=nlm1998$estimate,x=dados.1998)
resid.1999 <- calc.resid2(pars=nlm1999$estimate,x=dados.1999)
resid.2001 <- calc.resid1(pars=nlm2001$estimate,x=dados.2001)
resid.2002 <- calc.resid2(pars=nlm2002$estimate,x=dados.2002)
resid.2004 <- calc.resid1(pars=nlm2004$estimate,x=dados.2004)
```

```
calc.fitted1 <- function(pars, x){
  production <- pars
  mortality <- 0.1 # veio da regressão com a Bongo.
  fitted <- production * exp(-mortality * x[,2])
  return(fitted)
}
```

```
calc.fitted2 <- function(pars, x){
  production <- pars
  mortality <- 0.35 # veio da regressão com a CalVET.
  fitted <- production * exp(-mortality * x[,2])
  return(fitted)
}
```

```
fitted.1998 <- calc.fitted1(pars=nlm1998$estimate,x=dados.1998)
fitted.1999 <- calc.fitted2(pars=nlm1999$estimate,x=dados.1999)
fitted.2001 <- calc.fitted1(pars=nlm2001$estimate,x=dados.2001)
fitted.2002 <- calc.fitted2(pars=nlm2002$estimate,x=dados.2002)
fitted.2004 <- calc.fitted1(pars=nlm2004$estimate,x=dados.2004)
```



```

png("analise_resid.png")
par(mfrow=c(2,3))
plot(jitter(fitted.1998), jitter(resid.1998), type="p", ylim=(range(c(-
abs(max(fitted.1998)),abs(max(fitted.1998))))), main="1998", xlab="Valor
ajustado",ylab="Resíduos")
lines(fitted.1998, rep(0, length(fitted.1998)),lty=2)
plot(jitter(fitted.1999), jitter(resid.1999), type="p", ylim=(range(c(-
abs(max(fitted.1999)),abs(max(fitted.1999))))), main="1999", xlab="Valor
ajustado",ylab="Resíduos")
lines(fitted.1999, rep(0, length(fitted.1999)),lty=2)
plot(jitter(fitted.2001), jitter(resid.2001), type="p", ylim=(range(c(-
abs(max(fitted.2001)),abs(max(fitted.2001))))), main="2001", xlab="Valor
ajustado",ylab="Resíduos")
lines(fitted.2001, rep(0, length(fitted.2001)),lty=2)
plot(jitter(fitted.2002), jitter(resid.2002), type="p", ylim=(range(c(-
abs(max(fitted.2002)),abs(max(fitted.2002))))), main="2002", xlab="Valor
ajustado",ylab="Resíduos")
lines(fitted.2002, rep(0, length(fitted.2002)),lty=2)
plot(jitter(fitted.2004), jitter(resid.2004), type="p", ylim=(range(c(-
abs(max(fitted.2004)),abs(max(fitted.2004))))), main="2004", xlab="Valor
ajustado",ylab="Resíduos")
lines(fitted.2004, rep(0, length(fitted.2004)),lty=2)
dev.off()

```

Cálculos bootstrap

Até que ponto é que uma recta não se ajusta melhor que o modelo de mortalidade?

- ## 1) Fazer bootstrap naive, em que cada réplica consiste numa reamostragem das estações
- ## 2) Ajustar a cada uma das réplicas os dois modelos e calcular o AIC para cada um.
- ## 3) ver para cada cruzeiro a proporção de vezes que cada modelo foi seleccionado.

```

prod.1998 <- nlm1998$estimate
prod.1999 <- nlm1999$estimate
prod.2001 <- nlm2001$estimate
prod.2002 <- nlm2002$estimate
prod.2004 <- nlm2004$estimate

```

```

names(dados.finais)
##[1] "idade"      "ano"        "est"        "num.ovos"
##[5] "est.ano"    "hora"       "tempo.postura" "idade.dias"

```

```

dados.1998.boot <- dados.finais[dados.finais$ano==1998 & dados.finais$num.ovos>0 &
dados.finais$idade.dias>0.5, c(4,8,3)]
dados.1999.boot <- dados.finais[dados.finais$ano==1999 & dados.finais$num.ovos>0 &
dados.finais$idade.dias>0.5, c(4,8,3)]
dados.2001.boot <- dados.finais[dados.finais$ano==2001 & dados.finais$num.ovos>0 &
dados.finais$idade.dias>0.5, c(4,8,3)]
dados.2002.boot <- dados.finais[dados.finais$ano==2002 & dados.finais$num.ovos>0 &

```

```

dados.finais$idade.dias>0.5, c(4,8,3)]
dados.2004.boot <- dados.finais[dados.finais$ano==2004 & dados.finais$num.ovos>0 &
dados.finais$idade.dias>0.5, c(4,8,3)]

AIC1998.nls <- c()
AIC1999.nls <- c()
AIC2001.nls <- c()
AIC2002.nls <- c()
AIC2004.nls <- c()

AIC1998.mean <- c()
AIC1999.mean <- c()
AIC2001.mean <- c()
AIC2002.mean <- c()
AIC2004.mean <- c()

AIC1998.lm <- c()
AIC1999.lm <- c()
AIC2001.lm <- c()
AIC2002.lm <- c()
AIC2004.lm <- c()

for(i in 1 :5000){
  print(i)

  repl.1998 <- dados.1998.boot[dados.1998.boot$est %in%
sample(unique(dados.1998.boot$est), replace=TRUE),]
  AIC1998.nls <- c(AIC1998.nls, AIC(nls(num.ovos ~ param * exp(-0.129*idade.dias), start =
list(param=prod.1998), data=repl.1998)))
  AIC1998.mean <- c(AIC1998.mean, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias - idade.dias,
data=repl.1998)))
  AIC1998.lm <- c(AIC1998.lm, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias, data=repl.1998)))

  repl.1999 <- dados.1999.boot[dados.1999.boot$est %in%
sample(unique(dados.1999.boot$est), replace=TRUE),]
  AIC1999.nls <- c(AIC1999.nls, AIC(nls(num.ovos ~ param * exp(-0*idade.dias), start =
list(param=prod.1999), data=repl.1999)))
  AIC1999.mean <- c(AIC1999.mean, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias - idade.dias,
data=repl.1999)))
  AIC1999.lm <- c(AIC1999.lm, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias, data=repl.1999)))

  repl.2001 <- dados.2001.boot[dados.2001.boot$est %in%
sample(unique(dados.2001.boot$est), replace=TRUE),]
  AIC2001.nls <- c(AIC2001.nls, AIC(nls(num.ovos ~ param * exp(-0.129*idade.dias), start =
list(param=prod.2001), data=repl.2001)))
  AIC2001.mean <- c(AIC2001.mean, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias - idade.dias,
data=repl.2001)))
  AIC2001.lm <- c(AIC2001.lm, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias, data=repl.2001)))

```

```

repl.2002 <- dados.2002.boot[dados.2002.boot$est %in%
sample(unique(dados.2002.boot$est), replace=TRUE),]
AIC2002.nls <- c(AIC2002.nls, AIC(nls(num.ovos ~ param * exp(-0*idade.dias), start =
list(param=prod.2002), data=repl.2002)))
AIC2002.mean <- c(AIC2002.mean, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias - idade.dias,
data=repl.2002)))
AIC2002.lm <- c(AIC2002.lm, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias, data=repl.2002)))

repl.2004 <- dados.2004.boot[dados.2004.boot$est %in%
sample(unique(dados.2004.boot$est), replace=TRUE),]
AIC2004.nls <- c(AIC2004.nls, AIC(nls(num.ovos ~ param * exp(-0.129*idade.dias), start =
list(param=prod.2004), data=repl.2004)))
AIC2004.mean <- c(AIC2004.mean, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias - idade.dias,
data=repl.2004)))
AIC2004.lm <- c(AIC2004.lm, AIC(lm(num.ovos ~ idade.dias, data=repl.2004)))
}

for(i in c(1998, 1999, 2001, 2002, 2004)){
  AICtable <- data.frame(media=eval(as.name(paste("AIC", i, ".mean", sep=""))),
reg=eval(as.name(paste("AIC", i, ".lm", sep=""))), nlreg=eval(as.name(paste("AIC", i, ".nls",
sep=""))))
vec.min <- apply(AICtable, 1, function(x){return(c(1:3)[x==min(x)]})}
assign(paste("minAIC",i,sep=""), 100*table(vec.min)/sum(table(vec.min)))
}

```

11. Resultados do método do Buckland et al. (1997) para escolha do modelo de mortalidade.

```

## Ano Média Reg. Reg.N.L.
## 1998 0.04 60.16 39.80
## 1999 0 12.04 87.96
## 2001 0 90.62 9.38
## 2002 0 37.28 62.72
## 2004 0 22.36 77.64

```

```

area.portuguesa <- 1.72e11 ## em m²

```

```

var.prod.1998 <- ((nlm1998$minimum/(nrow(dados.1998)-1))/nlm1998$hessian)
var.prod.1999 <- ((nlm1999$minimum/(nrow(dados.1999)-1))/nlm1999$hessian)
var.prod.2001 <- ((nlm2001$minimum/(nrow(dados.2001)-1))/nlm2001$hessian)
var.prod.2002 <- ((nlm2002$minimum/(nrow(dados.2002)-1))/nlm2002$hessian)
var.prod.2004 <- ((nlm2004$minimum/(nrow(dados.2004)-1))/nlm2004$hessian)

```

```

prod.all.years <- c(prod.1998,prod.1999,prod.2001,prod.2002,prod.2004)
prop.area <- c(0.29577465, 0.23501199, 0.05825243, 0.18801653, 0.30508475)
sd.dev <-
c(sqrt(var.prod.1998),sqrt(var.prod.1999),sqrt(var.prod.2001),sqrt(var.prod.2002),sqrt(var.prod

```

.2004))

```
prod.ovos.tab <- data.frame(ano=c(1998, 1999, 2001, 2002, 2004),prod=prod.all.years,  
prop=prop.area, sd.dev=sd.dev, area=rep(area.portuguesa,5))  
prod.ovos.tab$conf.min <- (prod.ovos.tab$prod - 2*prod.ovos.tab$sd.dev) *  
prod.ovos.tab$prop * prod.ovos.tab$area / 1000000  
prod.ovos.tab$conf.max <- (prod.ovos.tab$prod + 2*prod.ovos.tab$sd.dev) *  
prod.ovos.tab$prop * prod.ovos.tab$area / 1000000  
prod.ovos.tab$prod.area <- prod.ovos.tab$prod * prod.ovos.tab$prop * prod.ovos.tab$area /  
1000000
```

```
png("serie_prod_ovos.png")  
plot(prod.ovos.tab$ano, prod.ovos.tab$prod.area, ylim=range(c(0,1000000)), xlab="Ano",  
ylab="Número de ovos (milhões)")  
#lines(prod.ovos.tab$ano, prod.ovos.tab$prod.area)  
for(i in 1:5)  
{lines(rep(prod.ovos.tab$ano[i],2),c(prod.ovos.tab$conf.min[i],prod.ovos.tab$conf.max[i]))}  
dev.off()
```

```
prod.ovos.tab  
## ano prod prop sd.dev area conf.min conf.max prod.area  
## 1998 5.210584 0.29577465 0.6216693 1.72e+11 201826.63 328331.95 265079.29  
## 1999 27.311930 0.23501199 1.5508843 1.72e+11 978624.65 1229384.42 1104004.54  
## 2001 5.759909 0.05825243 0.8188572 1.72e+11 41301.99 74119.88 57710.93  
## 2002 26.827567 0.18801653 2.2390133 1.72e+11 722758.28 1012386.68 867572.48  
## 2004 5.872451 0.30508475 1.0506890 1.72e+11 197885.49 418423.32 308154.41
```